



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRO-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS DA NUTRIÇÃO

VIVIANE MARTINS BARROS

**INFLUÊNCIA DO PROCESSAMENTO DE SECAGEM NOS
TEORES DE COMPOSTOS BIOATIVOS E
ANTINUTRICIONAIS EM FARINHA DE RESÍDUO DE
ACEROLA**

São Cristóvão/SE

2019

VIVIANE MARTINS BARROS

**INFLUÊNCIA DO PROCESSAMENTO DE SECAGEM NOS
TEORES DE COMPOSTOS BIOATIVOS E
ANTINUTRICIONAIS EM FARINHA DE RESÍDUO DE
ACEROLA**

Dissertação apresentada ao Programa de
Pós-Graduação em Ciências da Nutrição
como requisito parcial à obtenção do título
de Mestre em Ciências da Nutrição.

Orientador: Profa. Dra. Jane de Jesus da
Silveira Moreira

Coorientador: Profa. Dra. Elma Regina
Silva de Andrade Wartha

São Cristóvão/SE

2019

**FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA BIBLIOTECA CENTRAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE**

B277i Barros, Viviane Martins
Influência do processamento de secagem nos teores de compostos bioativos e antinutricionais em farinha de resíduo de acerola / Viviane Martins Barros ; orientadora Jane de Jesus da Silveira Moreira. – São Cristóvão, SE, 2019.
81 f. : il.

Dissertação (mestrado em Ciências da Nutrição) –
Universidade Federal de Sergipe, 2019.

1. Acerola. 2. Farinhas. 3. Resíduos. 4. Secagem. 5. Fenóis. I. Moreira, Jane de Jesus da Silveira, orient. II. Título.

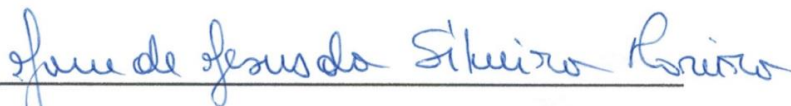
CDU 612.39:582.755.1

VIVIANE MARTINS BARROS

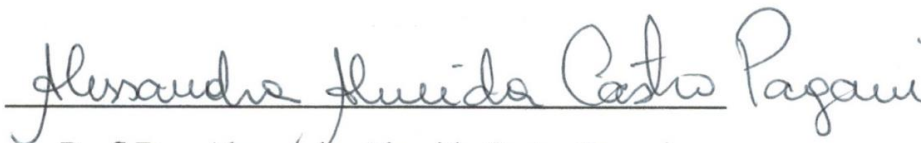
**INFLUÊNCIA DO PROCESSAMENTO DE SECAGEM NOS TEORES
DE COMPOSTOS BIOATIVOS E ANTINUTRICIONAIS EM FARINHA
DE RESÍDUO DE ACEROLA**

Dissertação de mestrado aprovada no
Programa de Pós-Graduação em Ciências
da Nutrição em 26 de julho de 2019

BANCA EXAMINADORA



Profª Dra. Jane de Jesus da Silveira Moreira
Orientadora/PPGCNUT/UFS



Profª Dra. Alessandra Almeida Castro Pagani
1ªExaminadora/PPGCNUT/UFS



Profª Dra. Adriana Lucia da Costa Souza
2ªExaminadora/DNUT/UFS

São Cristóvão/SE

2019

“Dedico este trabalho, primeiramente, a Deus, que me deu forças para vencer todas as dificuldades. A minha família com quem compartilhei momentos de alegria e ansiedade e por não mediram esforços para que eu chegasse até esta etapa de minha vida.”

AGRADECIMENTOS

A Deus por ter me dado saúde e força para superar as dificuldades. A minha mãe pelo amor, apoio e por todo suporte nos momentos difíceis. Aos meus irmãos por serem tão companheiros e sempre me impulsionaram de forma positiva. Ao meu namorado por entender toda a ausência e aturado todos os momentos de ansiedade. A minha orientadora, Jane Moreira, por todo suporte dedicado a mim durante todo o mestrado, por todo o amparo nos momentos em que mais precisei e por todos os ensinamentos. Obrigada por toda compreensão! Aos professores Marcelo, Tati, Martins, Terezinha e Narendra pela parceria na realização do trabalho. As minhas companheiras de caminhada Evelyn e Jamiles, meu muito obrigada por dividir os dias comigo, as dúvidas, as aflições e as alegrias. Vocês foram meu suporte diário. Aos alunos de Iniciação Científica do laboratório, Natália, Jenisson, Deise e Carolzinha, obrigada por toda ajuda e companheirismo. As técnicas do Departamento de Tecnologia de Alimentos, em especial Aline e Patrícia, sem a ajuda de vocês o caminho teria sido muito mais difícil, obrigada pelas conversas e ajudas. Aos colegas de turma, amei que meu caminho foi cruzado com o de vocês. A todos os professores que contribuíram para minha formação. A todos os meus amigos que entenderam a ausência e torceram positivamente para que eu alcançasse novos degraus. À banca de qualificação e defesa, professoras Maria Terezinha, Izabela Montezano, Adriana Lucia e Alessandra Pagani pela participação e pelas ricas contribuições. Agradeço a Pomar do Brasil Indústria e Comércio de Alimentos, empresa processadora de polpa de frutas, que cedeu a matéria prima para a execução deste projeto. À CAPES pela concessão da bolsa. A todos que passaram por essa caminhada junto comigo e que direta ou indiretamente torceram por mim.

BARROS, V. M. Influência do processamento de secagem nos teores de compostos bioativos e antinutricionais em farinha de resíduo de acerola. [Dissertação]. São Cristóvão: Programa de Pós-Graduação em Ciências da Nutrição. Universidade Federal de Sergipe: 2019.

RESUMO

A acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) é uma fruta muito utilizada para produção de polpa de fruta congelada, por ser rica em vitamina C e fitonutrientes como compostos fenólicos, flavonoides, antocianinas e carotenóides. Durante o processamento para produção de polpa ocorre geração de resíduos chegando a 40 % da produção. Uma alternativa para o aproveitamento desse resíduo é a elaboração de farinha, uma vez que muitos compostos bioativos e nutrientes podem ser disponibilizados em alimentos desidratados. Por outro lado, as farinhas apresentam fatores antinutricionais que interferem na digestibilidade, absorção ou aproveitamento de nutrientes e, se ingeridos em altas concentrações, podem acarretar efeitos danosos à saúde, como irritações e lesões da mucosa gastrintestinal. Estes antinutrientes incluem os oxalatos, saponinas, taninos e fitatos, os quais podem ser reduzidos empregando-se os métodos e condições de processamento de secagem adequados. Neste contexto, o estudo visa apresentar uma condição de processo em que haja redução dos antinutrientes com preservação dos compostos bioativos, em farinha de resíduos de acerola, empregando a técnica de secagem. Após a otimização do processo de secagem, selecionou-se a temperatura de 65 °C, durante 2 horas, e a farinha obtida foi caracterizada em relação ao perfil físico-químico, compostos fenólicos aparentes, antocianinas, avaliação da atividade antioxidante por ABTS e FRAP, oxalato, saponinas, taninos e fitatos, análise da qualidade microbiológica e identificação de compostos voláteis por GCMS, os dados foram submetidos a análises de variância (ANOVA) e o teste de Tukey. A desidratação do resíduo provocou redução de compostos fenólicos aparentes de 18,7 %. Para as antocianinas monomérica o decréscimo foi de 52,9 % após o processo térmico. Em relação a atividade antioxidante observou-se uma redução significativa ($p>0,05$) de 37,2 % para o modelo de ABTS, indicando que os compostos antioxidantes mais afetados pela secagem foram aqueles que desempenham a ação antioxidante via mecanismo de radicais livres. Para o método FRAP ocorreu aumento de 3,48 % na atividade antioxidante, não sendo significativa ($p>0,05$) em relação ao resíduo úmido, demonstrando que os compostos que agem como antioxidantes pelos mecanismos de oxirredução foram pouco ou nada afetados pelas condições térmicas empregadas. Em relação aos antinutrientes houve redução significativa para todos os avaliados, representando 11,52% do conteúdo de taninos condensados, 32,8 % de fitatos, 35,9 % de saponinas e 28,9% de oxalato. No resíduo úmido a composição dos compostos voláteis majoritários indicou a predominância dos ésteres (39%), sendo seguidos dos álcoois (18%). Com o processamento térmico a 65°C, a farinha de resíduo da acerola apresentou alterações no composto *4-Pentenyl butyrate*, majoritário do resíduo úmido, sendo drasticamente reduzido a 9%. O *Tetramethyl-2,4,5,6,7,7a-hexahydro-1H-indene-1,7-diol* (24,5 %), um álcool, passou a ser o componente majoritário, mostrando que houve alterações nas notas aromáticas, mas preservou compostos bioativos importantes do aroma como *linalol* e *cariophyllene*. A qualidade microbiológica da farinha de acerola atendeu os parâmetros da legislação.

Palavras-chave: Acerola. Antinutrientes. Farinha. Resíduos. Secagem. Fenólicos

BARROS, V. M. Influência do processamento de secagem nos teores de compostos bioativos e antinutricionais em farinha de resíduo de acerola. [Dissertação]. São Cristóvão: Programa de Pós-Graduação em Ciências da Nutrição. Universidade Federal de Sergipe: 2019.

ABSTRACT

The acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) fruit is widely used for frozen fruit pulp production as it is rich in vitamin C and phytonutrients, such as phenolic compounds, flavonoids, anthocyanins and carotenoids. During processing for pulp production, a 40% waste generation occurs. An alternative to the residue is flour preparation, since many bioactive and intensive compounds can be made available in dehydrated foods. On the other hand, the antimicrobial factors present can interfere with digestibility, absorption or utilization of nutrients and, once ingested in high concentrations, can cause harmful effects to health, such as irritations and gastrointestinal mucosa lesions. These antinutrients include oxalates, saponins, tannins and phytates, which can be reduced by employing suitable methods and processing conditions. In this context, the study aims to present a process condition that reduces antinutrients while preserving bioactive compounds in acerola residue meal by using the drying technique. After drying process optimization 65 °C temperature was selected for 2 hours and the obtained flour was characterized in relation to the physical-chemical profile, phenolic compounds, anthocyanins, antioxidant activity evaluation by ABTS and FRAP, oxalate, saponins, tannins and phytates, microbiological quality analysis and volatile compounds identification by GCMS, data were submitted to variance analysis (ANOVA) and Tukey's test. Residue dehydration caused 18.7% reduction of apparent phenolic compounds. For the monomeric anthocyanins the decrease was 52.9% after the thermal process. In relation to the antioxidant activity, a significant reduction ($p > 0.05$) of 37.2% was observed for the ABTS model, indicating that the antioxidant compounds most affected by drying were those that perform the antioxidant action via the free radical mechanism. For the FRAP method, there was an 3.48% increase in the antioxidant activity, not being significant ($p > 0.05$) in relation to the wet residue, demonstrating that compounds which act as antioxidants by oxy-reduction mechanisms were little or not affected by the thermal conditions employed. In relation to the antinutrients there was a significant reduction for all evaluated, representing 11.52% condensed tannins content, 32.8% phytates, 35.9% saponins and 28.9% oxalate. In the wet residue the composition of major volatile compounds indicated the predominance of esters (39%), followed by alcohols (18%). With the thermal processing at 65 °C, the acerola residue meal presented changes in the 4-Pentenyl butyrate compound, which is a major part of the wet residue, being drastically reduced to 9%. Tetramethyl-2,4,5,6,7,7a-hexahydro-1H-indene-1,7-diol (24.5%), an alcohol, became the major component showing that there were changes in the aromatic notes while preserving important bioactive aroma compounds, such as linalool and caryophyllene. The microbiological quality of the acerola flour met the parameters of the legislation.

Keywords: Acerola. Antinutrients. Flour. Waste. Drying. Phenolic

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Acerola (<i>Malpighia emarginata</i> D.C.).....	15
Figura 2. Vias metabólicas de biossíntese de compostos fenólicos.	23
Figura 3. Cátion flavilium	24
Figura 4. Estrutura química do ABTS.	26
Figura 5. Estrutura do 2,4,6-tripiridil-1,3,5-triazina ($[\text{Fe}^{3+} (\text{TPTZ})_2]^{3+}$).	26
Figura 6. Redução do complexo $[\text{Fe}^{3+} (\text{TPTZ})_2]^{3+}$ em $[\text{Fe}^{2+} (\text{TPTZ})_2]^{2+}$	27
Figura 7. Biossíntese de Flavonoides.	28
Figura 8. Biossíntese de taninos	28
Figura 9. Estrutura química de uma saponina esteroideal (1) e triterpênica (2).	29
Figura 10. Estrutura do ácido fítico.	30
Figura 11. Ácido oxálico e Oxalato de cálcio.	31
Figura 12. Distribuição do resíduo de acerola nas prateleiras antes da secagem.	36
Figura 13. Farinha de resíduo de acerola dos lotes 1 e 2 respectivamente.....	36
Figura 14. Etapas do processamento da farinha de resíduos de Acerola.....	37
Figura 15- Curva de secagem do resíduo de acerola representando o comportamento da umidade em relação ao tempo em diferentes temperaturas	51

LISTA DE EQUAÇÕES

Equação 1. Determinação de umidade.	38
Equação 2. Determinação de acidez.	38
Equação 3. Determinação de cinzas.	39
Equação 4. Determinação de lipídios.	40
Equação 5. Determinação de Proteínas.	40
Equação 6. Cálculo da concentração de antocianinas.	44
Equação 7. Cálculo para determinação de oxalato.	47

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Intervalos de temperaturas de secagem e tempo empregados em diversos estudos.	20
Tabela 2- Parâmetros físico-químicos em farinhas de acordo com a ANVISA e a MAPA.	21
Tabela 3- Parâmetros microbiológicos de acordo com a ANVISA.....	21
Tabela 4- Teores de compostos bioativos e antinutrientes dos testes preliminares em diferentes temperaturas da farinha de casca de acerola.....	53
Tabela 5. Caracterização físico-química do resíduo de acerola úmido e da farinha.	53
Tabela 6- Teores de compostos bioativos, atividade antioxidante e de fatores antinutricionais do resíduo úmido de acerola e da farinha	57
Tabela 7- Resultados das análises microbiológicas da farinha de resíduo de acerola.....	61
Tabela 8. Compostos voláteis encontrados no resíduo úmido de acerola.	63
Tabela 9. Compostos voláteis identificados na farinha de resíduo de acerola.	65

LISTA DE SIGLAS

ABTS: [2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6sulfônico)]

ANVISA: Agência Nacional de Vigilância Sanitária

CNNPA: Comissão Nacional de Normas e Padrões para Alimentos

DHAA: Direito Humano à Alimentação Adequada

EAF: Equivalente de Ácido Fítico

EAG: Equivalente de ácido gálico

EOS: Equivalentes de oxalato de sódio

FRAP: poder antioxidante redutor do ferro

IAL: Instituto Adolfo Lutz

NMP: Número Mais Provável

pH – Potencial Hidrogeniônico

SISAN: Sistema Nacional de Segurança Alimentar e Nutricional

TPTZ: [2,4,6-tris(2-pyridyl)-s-triazine]

UFC: Unidade Formadora de Colônia

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	14
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	15
2.1. Acerola.....	15
2.2. Geração de resíduos da indústria de frutas e segurança alimentar.....	18
2.3. Tecnologia de secagem	19
2.4. Farinhas.....	20
2.5. Compostos bioativos.....	22
2.5.1. Compostos Fenólicos.....	22
2.6. Fatores antinutricionais.....	27
2.6.1. Taninos	27
2.6.2. Saponinas.....	29
2.6.3. Fitatos	30
2.6.4. Oxalato	31
3. OBJETIVOS.....	33
3.1. Objetivo Geral.....	33
3.2. Objetivos Específicos	33
4. MATERIAIS E MÉTODOS	34
4.1. Reagentes e padrões	34
4.2. Equipamentos.....	34
4.3. Matéria prima.....	35
4.4. Processamento	35
4.5. Avaliação físico-química	37
4.5.1. Determinação de pH (017/IV)	37
4.5.2. Determinação de umidade (012/IV)	37
4.5.3. Determinação de sólidos solúveis totais (315/IV).....	38
4.5.4. Determinação de acidez titulável em ácido orgânico (312/IV)	38

4.5.5.	Determinação de Atividade de Água (A_w)	39
4.5.6.	Determinação de cinzas (018/IV)	39
4.5.7.	Determinação de lipídios (032/IV)	39
4.5.8.	Determinação de proteínas pelo Método de Kjeldahl clássico (036/IV)..	40
4.5.9.	Determinação de carboidratos	41
4.6.	Determinação de compostos bioativos.....	41
4.6.1.	Obtenção dos Extratos	41
4.6.2.	Determinação de Compostos Fenólicos Aparentes	41
4.6.3.	Determinação da atividade antioxidante por ABTS	42
4.6.4.	Determinação da atividade antioxidante total pelo método FRAP.....	42
4.1.	Determinação espectrofotométrica de antocianinas monoméricas pelo método do pH diferencial	43
4.2.	Determinação dos fatores antinutricionais.....	45
4.2.1.	Determinação espectrofotométrica de taninos condensados	45
4.2.2.	Determinação de Saponina	45
4.2.3.	Determinação de Fitatos	46
4.2.4.	Determinação de Oxalato	47
4.3.	Análise microbiológica	47
4.4.	Extração e identificação de compostos voláteis.....	49
4.5.	Análise dos dados	50
5.	RESULTADOS E DISCUSSÃO	51
5.1.	Determinação da condição ótima de secagem	51
5.2.	Caracterização físico-química do resíduo de acerola úmido e da farinha de acerola	53
5.3.	Determinação de compostos fenólicos, antocianinas, atividade antioxidante e de fatores antinutricionais do resíduo de úmido e da farinha de resíduo de acerola	57
5.4.	Determinação da qualidade microbiológica da farinha de resíduo de acerola.	61
5.5.	Determinação dos compostos voláteis	62

6. CONCLUSÃO	66
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS E TRABALHOS FUTUROS	66
REFERÊNCIAS	67
APÊNDICE A- CURVA DE CALIBRAÇÃO PARA DETERMINAÇÃO DE COMPOSTOS FENÓLICOS COM PADRÃO ÁCIDO GÁLICO	79
APÊNDICE B- CURVA DE CALIBRAÇÃO DO MÉTODO DO ABTS COM PADRÃO TROLOX	79
APÊNDICE C - CURVA DE CALIBRAÇÃO PELO MÉTODO FRAP COM PADRÃO $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	80
APÊNDICE D- CURVA DE CALIBRAÇÃO DO MÉTODO DA VANILINA COM PADRÃO EPICATEQUICA.....	80
APÊNDICE E- CURVA DE CALIBRAÇÃO PELO MÉTODO DO REAGENTE LIEBERMAN-BURCHARD COM PADRÃO DIOSGENINA	81

1. INTRODUÇÃO

A acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) é uma fruta nativa da América Central e do norte da América do Sul, com alguns dos seus maiores plantios no Brasil. A demanda por essa fruta tem crescido, principalmente devido ao seu elevado teor de ácido ascórbico, compostos fenólicos, além de sua alta atividade antioxidante (REZENDE et al, 2017). A acerola é industrialmente processada na forma de suco, polpa, gelatina e compota. Apesar dos seus potenciais para a indústria, o processamento da acerola gera uma quantidade substancial de resíduos, perdas de matéria-prima e impacto ambiental, social e econômico, podendo gerar um volume total de até 40% de resíduo descartado (SILVA et al, 2019; LA FUENTE et al., 2017).

Estudos recentes mostraram que os resíduos da indústria de processamento de acerola podem conter maiores quantidades de compostos fenólicos e outros compostos bioativos do que a polpa da fruta, indicando que o reaproveitamento desse resíduo poderia ser melhor empregado (REZENDE et al 2017; REZENDE et al., 2018; SILVA et al 2019).

Os compostos bioativos do resíduo poderiam ser utilizados pelas indústrias alimentícias, cosméticas e farmacêuticas. Alternativas economicamente vantajosas para a utilização do resíduo proveniente da indústria processadora de polpas de frutas são a produção de suplementos nutricionais de baixo custo para populações com necessidades nutricionais (DE OLIVEIRA et al 2009).

A elaboração de farinhas, uma vez que estas podem ser utilizadas como ingredientes no preparo dos mais diversos produtos (biscoitos, bolos, pães, doces, entre outros) é outra forma de reaproveitamento do resíduo. Estas quando empregadas em novos produtos podem atuar como fonte de nutrientes, pois sabe-se que a transformação de produtos de origem vegetal em farinhas agrega valor a cadeia produtiva da fruta. As potenciais vantagens dessa transformação estão em manter o valor nutricional, o sabor e o aroma característico, prolongando também a durabilidade (ZANATTA et al., 2010; SANTOS, 2006).

Por outro lado, os alimentos de origem vegetal contêm níveis significativos de fatores antinutricionais que podem prejudicar seus benefícios nutricionais e de saúde. Esses antinutrientes incluem inibidores de tripsina e quimotripsina, oxalato, saponinas, taninos e fitatos (COSTA et al., 2006; WANG et al., 2010) e podem estar presentes nas farinhas. Eles interferem na digestibilidade, absorção ou utilização de nutrientes e, se ingeridos em altas concentrações, podem acarretar efeitos danosos à saúde, como irritações e lesões da mucosa gastrointestinal (GRIFFITHS et al., 1998; AKANDE et al., 2010). Reduzem a

biodisponibilidade mineral formando complexos, especialmente com metais divalentes como ferro, zinco e cálcio, tornando-os menos biodisponíveis ou indisponíveis (BENEVIDES, et al. 2011). A maioria dos antinutrientes que afetam a digestibilidade da proteína são sensíveis ao calor, portanto, expor o alimento ao calor pode melhorar a digestibilidade das proteínas (NERGIZ & GÖKGÖZ, 2007).

Kaur et al. (2012) ao submeter farelos de cereais ao calor seco em temperaturas de 100°C e 110°C e em tempos de 15, 20 e 25 minutos, mostraram que o teor de ácido fítico, polifenóis, inibidor de tripsina, saponinas e oxalato foram reduzidos significativamente com o aumento progressivo da temperatura e do tempo. No entanto, não há consenso sobre a duração e as condições ideais necessárias para a redução máxima dos antinutrientes.

Sendo assim o desenvolvimento do presente estudo visa aprimorar o processo tecnológico de obtenção de farinhas de resíduos de acerola com o intuito de reduzir o teor de fatores antinutricionais que interferem na absorção dos nutrientes ingeridos minimizando perdas de compostos bioativos.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. Acerola

A acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) (Figura 1) ou cereja-das-antilhas é uma fruta pertencente à família *Malpighiaceae*. Ela cresce desde o sul do Texas, passando pelo México e América Central até o norte da América do Sul e em todo o Caribe, e recentemente foi introduzida em áreas subtropicais em todo o mundo, incluindo a Índia (ASSIS et al. 2001).

Figura 1. Acerola (*Malpighia emarginata* D.C.)



Fonte: Belwal et al. (2018)

No Brasil, segundo a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) (2012), a acerola é conhecida no Estado de São Paulo há mais de 50 anos e foi introduzida em Pernambuco em 1955, procedente de Porto Rico. Nos últimos anos, o cultivo da aceroleira no Nordeste brasileiro tem-se mostrado uma atividade atraente, graças às condições de solo e

clima e à adaptabilidade de várias espécies, o que favorece a implantação de pomares comerciais. O Brasil é o maior produtor mundial de acerola, com 11.000 hectares de plantação de acerola, produzindo 3.000 quilos por hectare e um total de 330.000 toneladas ao ano e o Nordeste participa de aproximadamente 64% da produção (POMMER E BARBOSA, 2009; PRAKASH & BASKARAN, 2018; EMBRAPA, 2012).

O mercado interno Brasileiro destina 46% para a indústria de processamento de frutas e o restante para o consumo *in natura* da fruta. No Brasil se destaca como maior produtor Pernambuco (23,11 %), Ceará (14,32%), São Paulo (11,39 %) e Bahia (10,48%). A comercialização da fruta tem seu principal destino para o mercado externo, especialmente para países da comunidade europeia, totalizando 95% da produção exportada (EMBRAPA, 2012). O Brasil também domina comercialização e exportação de produtos processados de acerola, como frutas congeladas, sucos, polpas congeladas, geleia e licor (DELVA E SCHNEIDER 2013; PRAKASH & BASKARAN, 2018).

No continente americano, a fruta é cultivada em pequena escala e utilizada pelas indústrias farmacêutica e de suplementos como uma fonte rica de ácido ascórbico, já em países da Europa, como França, Alemanha e Hungria, a acerola é utilizada principalmente na forma de sucos. Na china se encontra disponível suplementos da fruta (DELVA e SCHNEIDER 2013; PRAKASH & BASKARAN, 2018).

A acerola é uma das poucas frutas que, além de ter um conteúdo exorbitante de ácido ascórbico (1000 a 4500 mg/100 g), cerca de 50 a 100 vezes maior que a laranja ou o limão, contém uma infinidade de outros fitonutrientes, como compostos fenólicos, flavonóides, antocianinas e carotenóides (ALMEIDA et al. 2014; DELVA e SCHNEIDER, 2013; PRAKASH & BASKARAN, 2018).

Grandes empresas multinacionais com foco em alimentos prontos, rápidos e de conforto para o consumidor, estão experimentando e introduzindo produtos baseados em ingredientes naturais, com alto valor nutricional. Diversas empresas de sucos de frutas estão fortificando seus produtos com vitaminas e outros suplementos. Isso demonstra que a acerola por ser rica em compostos bioativos, especialmente ácido ascórbico e polifenóis, pode ser uma provável candidata para fabricantes de alimentos funcionais e suplementos alimentares, que visam a elaboração de novos produtos. No entanto, como a fruta tem sua vida útil curta após a colheita, esforços devem ser feitos para aumentar a sua vida útil e otimização do processo para sua máxima utilização, tanto da fruta como dos seus resíduos gerados (BELWAL et al. 2018).

Dentro das possíveis técnicas para aproveitamento do resíduo, a secagem se destaca por ter um efeito significativo na conservação e, posteriormente, sobre os produtos. Esses resíduos são oriundos principalmente do processamento da acerola em indústrias de polpas e sucos, constituindo cerca 40% de resíduo de coloração vermelho escuro descartado (MARQUES et al, 2013).

Marques et al. (2013) avaliou o perfil físico-químico e fitoquímico da farinha de resíduo de acerola e identificou a presença de diferentes grupos metabólicos de interesse nutricional e farmacológico, tendo encontrado maior teor de fibras solúveis na farinha do bagaço (casca e resquícios de polpa), vitaminas e minerais, além de alto teor de compostos fenólicos. Conjuntamente o estudo avaliou a presença de antinutrientes, destacando presença de nitratos, saponinas e fitatos. Marques et al. (2013) mostrou que a farinha do resíduo de acerola tem potencial para ser incorporada em produtos cárneos e de panificação, devido à alta estabilidade de emulsão e capacidade de absorção de água e óleo, além da possibilidade de uso na preparação de suplementos dietéticos de baixo custo, principalmente destinados para populações em risco nutricional.

Além disso, outro aspecto interessante da acerola são as alterações que ocorrem com o amadurecimento, ocorrendo um aprimoramento das características sensoriais, nas quais são desenvolvidos sabores e odores específicos (BICAS et al, 2011). O aroma é resultado de um mix de compostos voláteis que impactam os receptores olfativos, pois o olfato pode discriminar entre um sem número de compostos (THOMAZINI e FRANCO, 2000). Os compostos voláteis envolvidos na formação do aroma são, em grande parte, compostos termolábeis que podem sofrer rearranjos, ciclizações e oxidações em decorrência de elevação da temperatura. Perdas ou modificações do aroma ocorrem quando a fruta é submetida ao processamento industrial, justificando a necessidade de estudos que avaliem essas alterações, as quais podem resultar em produtos cuja originalidade de aroma pode ser comprometida (THOMAZINI e FRANCO, 2000), e sendo o resíduo proveniente do processo industrial, é de se esperar que sofra significativas alterações.

Segundo estudos de Rondan-Sanabria et al. (2019) e Garcia et al. (2019) os componentes de aroma da acerola tem funções orgânicas variadas. Dentre as classes principais, destacam-se os álcoois e fenil-propanóides citados por Garcia et. al (2019) e ésteres citados por Rondan-Sanabria et al. (2019), sendo majoritário o composto butanoato de 4-pentenilo (RONDAN-SANABRIA et al., 2019).

2.2. Geração de resíduos da indústria de frutas e segurança alimentar

O Brasil é um dos principais produtores de alimentos, mas ainda enfrenta a realidade do desperdício em todas as etapas da cadeia produtiva. As perdas ocorrem desde a colheita, passam pelas etapas de transporte e industrialização (FAO, 2008; COSTA et al. 2013). Os resíduos das indústrias de sucos de frutas podem representar uma média de até 60%, sendo uma preocupação da indústria agregar valor para esses resíduos de frutas (SANCHO et al., 2015).

Em relação a produção de polpa de frutas congeladas, ocorre a geração de resíduos no decorrer de todo o processo, desde a seleção das frutas, as quais precisam estar sãs e livres de fungos, bactérias e parasitas, ocorrendo o descarte para as que estiverem fora do padrão e nos processos de descascamento, corte e despolpamento gerando grande produção de resíduos (AMORIM, 2016). O percentual de resíduos gerados durante a produção de alguns sucos chega a 70% de resíduos para o maracujá, o caju 40% e acerola de 27% a 41% (PEREIRA, 2009).

Assim, o aproveitamento integral de frutas, combate o desperdício, pois utiliza as partes antes desprezadas empregando-as na elaboração de novos produtos (subprodutos da cadeia produtiva) tornando a cadeia sustentável, reduzindo a produção de lixo orgânico, beneficia a renda familiar e promove a segurança alimentar (RORIZ, 2012).

No tocante a segurança alimentar, em 15 de setembro de 2006 houve a criação do Sistema Nacional de Segurança Alimentar e Nutricional (SISAN), a partir da Lei Orgânica de Segurança Alimentar e Nutricional, Lei nº. 11.346, com o objetivo de assegurar o Direito Humano à Alimentação Adequada (DHAA), que consiste na realização do direito, de todos, ao acesso físico e econômico, regular e permanente a um conjunto básico de alimentos em quantidade e qualidade significativas para atender às necessidades nutricionais, tendo como base práticas alimentares promotoras de saúde, que respeitem a diversidade cultural e que sejam social, econômica e ambientalmente sustentáveis (BRASIL, 2006).

Diante deste contexto, a elaboração de novos produtos a partir do resíduo de frutas, pode ser uma estratégia para a promoção da segurança alimentar, que é um meio sustentável da utilização dos recursos, podendo promover práticas alimentares saudáveis, combater o desperdício, reduzir custos e possibilitar maior acesso ao alimento, auxiliando para a diminuição do risco de doenças consequentes de uma alimentação inadequada (RORIZ, 2012).

2.3. Tecnologia de secagem

A definição de secagem segundo a Embrapa (2010), é a remoção de água (desidratação) de um sólido, na forma de vapor, por meio de um mecanismo de vaporização térmica, numa temperatura inferior à de ebulição da água (CELESTINO, 2010). Segundo Santos et al. (2016) a secagem consiste na remoção de água capturada externamente ou intrinsecamente ao material por meio da aplicação de calor. Consequentemente, reduz o volume e peso do produto, além de diminuir a atividade microbiana e a deterioração química do alimento.

A secagem dos alimentos é considerada o método de conservação mais antigo, e era realizada por meio da secagem pelo sol (PARK; YADO; BROD, 2001). Esse método apresenta vantagens tais como, conservação do produto, estabilidade de compostos aromáticos, quando armazenados à temperatura ambiente, redução do peso, disponibilidade do produto em qualquer época do ano, como também o aumento da vida útil e melhora da qualidade nutricional.

A secagem em estufa de circulação de ar é o método mais empregado para adicionar o calor e extrair o vapor d'água da amostra em que o calor é adicionado por contato direto com o ar quente à pressão atmosférica e o vapor de água formado é removido pelo mesmo ar. Empregando a construção de curvas de secagem, pode-se estabelecer a cinética de secagem do fruto, ou seja, a rapidez com que o alimento perde umidade, a qual é controlada pelas características da matriz do alimento e pelas variáveis temperatura, velocidade e umidade relativa do ar (CELESTINO, 2010).

Para obtenção dessa curva, as amostras são retiradas da estufa e pesadas, com um intervalo de tempo definido entre uma pesagem e outra. Esses dados são importantes para o cálculo da umidade e posterior plotação dos dados em um gráfico de curva de secagem umidade *versus* tempo (FIGUEIRA, MAGALHÃES & PARK, 2004).

Pode haver a diminuição dos nutrientes e teores de compostos bioativos, por meio do processamento térmico. Compostos bioativos degradam em temperatura de 50°C (315 min) apresentando perdas maiores comparado com a temperatura de 80°C (57 min) ressaltando a influência da exposição maior em relação ao tempo; por outro lado há a degradação do ácido fítico com o aquecimento, um inibidor da absorção de ferro, zinco e cálcio (TORRES, 2009; MACHADO et al. 2014).

Estudos pesquisado pelos autores são apresentados na tabela 1, ressaltando as condições de temperatura e tempo de secagem empregados em diferentes matrizes alimentícias, bem como os parâmetros avaliados.

Tabela 1- Intervalos de temperaturas de secagem e tempo empregados em diversos estudos.

Estudo	Faixa de temperatura	Tempo	Parâmetro avaliado	Matriz
Ferreira e Pena (2010)	60°C a 80°C	Não padronizado	Teor de umidade 6,0% entre as temperaturas.	Casca de Maracujá
Santos et al. (2010)	60°C a 65°C	26 horas	Teor de umidade 6,92% entre as temperaturas.	Resíduo de acerola
Pereira et al. (2013)	60°C	24 horas	Teor de composto fenólicos totais 88,38 mg/100g em acerolas.	Resíduo de acerola
Casarin et al. (2016)	30°C a 80°C	16 a 24 horas	Condição ótima de secagem a 55°C durante 16 horas permitindo a obtenção de farinha de amora rica em compostos bioativos.	Amora-preta
Kwiatkowski et al. (2016)	45°C	72h	A atividade antioxidante apresentou redução de aproximadamente 50% na redução da atividade, indicando influência da temperatura e tempo de secagem.	Polpa de noni

Fonte: O autor (2019).

Em geral, o resíduo de acerola contém cerca de 80% de umidade. Portanto, a secagem aparece como uma alternativa viável para o melhor aproveitamento deste material (SILVA et al., 2018).

2.4. Farinhas

Segundo a resolução da Comissão Nacional de Normas e Padrões para Alimentos (CNNPA) nº 12, de 1978 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) “farinha é o produto obtido pela moagem da parte comestível de vegetais, podendo sofrer previamente processos tecnológicos adequados”. O produto é designado seguido do nome do vegetal de origem e podem ser classificadas em: farinha simples - produto obtido da moagem ou raladura dos grãos, rizomas, frutos ou tubérculos de uma só espécie vegetal; e farinha mista - produto obtido pela mistura de farinhas de diferentes espécies vegetais. As farinhas devem ser fabricadas a partir de matérias primas limpas, isentas de matéria terrosa e parasitos. Não podem estar úmidas, fermentadas ou rançosas. Devem obedecer às características físicas e

químicas (umidade, acidez), Tabela 2, e microbiológicas de acordo com a resolução CNNPA nº 12, de 1978 como mostra a tabela 2 (BRASIL, 1978).

Tabela 2- Parâmetros físico-químicos em farinhas de acordo com a ANVISA e a MAPA.

Características físico-químicas máximas	Valores de referência
% Umidade máxima ¹²³	14,0
% Acidez ³	3,0
Cinzas ³	3,0
Proteínas ³	-
Lipídios ³	-
Amido ³	72

Fonte: Adaptado de Brasil (1978) e Brasil (1995).

¹Umidade em base úmida (B.U.); ²Acidez em miliequivalentes de solução normal de NaOH; ³Valores específicos de acordo com o tipo de farinha citado na legislação.

A flora microbiana das farinhas é relativamente escassa devido à baixa atividade de água (A_w) que limitam o crescimento de todos os microrganismos. Quando as condições de A_w favorecem o crescimento, os únicos microrganismos que geralmente se manifestam são bactérias do gênero *Bacillus* e mofo de vários gêneros (JAY, 1992). As farinhas devem obedecer a um padrão de acordo com a resolução CNNPA nº 12, de 1978 da ANVISA, (BRASIL, 1978) conforme a tabela 3.

Tabela 3- Parâmetros microbiológicos de acordo com a ANVISA.

Microrganismo	Contagem
Contagem padrão em placas	máximo, 5×10^5 /g.
<i>Clostrídios</i> sulfito redutores (a 44°C)	máximo 2×10 /g
Coliformes de origem fecal	ausência em 1g
<i>Staphylococcus aureus</i>	ausência em 0,1 g
<i>Salmonelas sp.</i>	ausência em 25g
Bolores e leveduras	10^3 /g
<i>Bacillus cereus</i>	máximo 10^3 /g

Fonte: Brasil (1978).

Os resíduos de frutas são ricos em fibras, vitaminas, minerais e substâncias antioxidantes que apresentam efeitos benéficos para a saúde. Assim, para um reaproveitamento total das frutas e de seus componentes, a secagem de resíduos é uma alternativa para obtenção de novos produtos, incluindo a produção de farinhas, que podem ser utilizadas como ingredientes alimentares, além de aumentar a vida útil do resíduo. Diversas aplicações do uso de farinha de resíduo de frutas em novos produtos alimentares podem ser uma estratégia para substituição parcial à farinha de trigo, para produção de pães, bolos, biscoitos e para aplicação em doces (ABUD & NARAIN, 2009; MARQUES, 2013).

2.5. Compostos bioativos

Os compostos orgânicos produzidos pelas plantas são divididos em dois grupos: o dos metabólitos primários e o dos metabólitos secundários. O metabolismo primário refere-se ao processo de desenvolvimento da planta (fotossíntese, respiração e transporte de solutos), e compreende as macromoléculas: carboidratos, lipídios, proteínas e ácidos nucleicos. Enquanto que os metabólitos secundários são formados como forma de defesa, sendo produzidos em condições de estresse como infecções, ferimentos, exposição a radiações UV, dentre outros, atribuindo vantagens à planta, aprimorando sua adaptação e interação com o ambiente onde se encontra, sendo fonte de substâncias biologicamente ativas (GARCIA e CARRIL, 2009; FUMAGALI, et al., 2008; MADIGAN et al., 2004; AMORIM, 2014).

Algumas substâncias do metabolismo secundário são antioxidantes naturais que podem ser extraídos de diferentes matrizes alimentares, sendo muito comum a utilização de vegetais. Estes abrangem uma série de substâncias químicas com diferentes funções orgânicas e mecanismos de atuação. As principais classes de metabólitos secundários descritos são os Compostos fenólicos (cumarinas, flavonóides, taninos e ligninas), Terpenos (limoneno, betacaroteno, entre outros), Glicosídeos (saponinas, glicosídeos cianogênicos, dentre outros), e Alcalóides (Quinina, entre outros). (ZHENG & WANG, 2001; DEWYCK, 2009; BESSA et al., 2007).

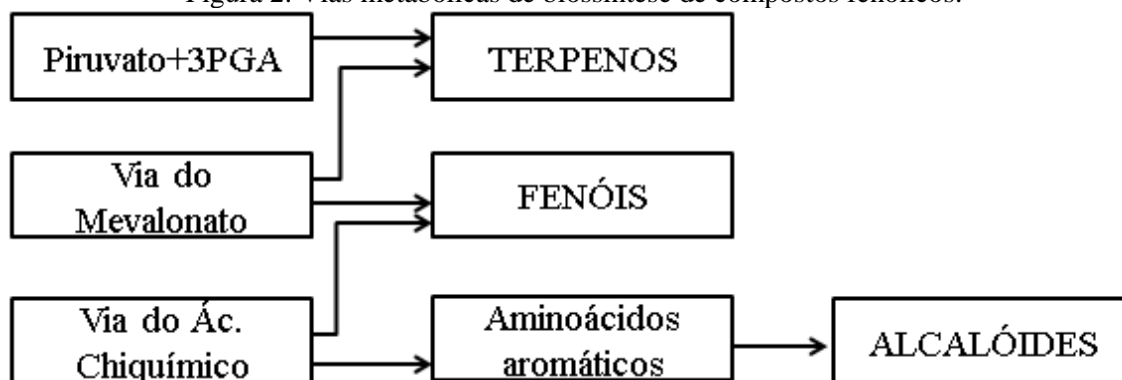
Os antioxidantes naturais possuem a capacidade de melhorar a qualidade e a estabilidade dos alimentos, retardar ou inibir a oxidação no organismo quando expostos a um substrato oxidável e são uma alternativa economicamente mais importante proporcionando benefícios aos consumidores (CAETANO 2009; PEREIRA, 2012; CRUZ, 2014; ARAUJO, 2016).

2.5.1. Compostos Fenólicos

Diversas matrizes alimentares são estudadas devido ao potencial antioxidante que pode ser atribuído aos compostos fenólicos. Eles são metabólitos secundários encontrados em diversos vegetais, principalmente maior quantidade nas sementes, cascas e bagaços de frutas. Esses compostos são responsáveis pela cor, adstringência, aroma e estabilidade oxidativa. Quimicamente, os fenólicos são definidos como substâncias que possuem anel aromático com um ou mais substituintes hidroxílicos, incluindo seus grupos funcionais. Os fenólicos apresentam ampla diversidade estrutural, sendo agrupados em distintas classes conforme sua estrutura química. Assim, compreendem fenóis simples, cumarinas, ligninas, lignanas, taninos condensados e hidrolisáveis, ácidos fenólicos e flavonoides (NACZK & SHAHIDI, 2004; ANGELO & JORGE, 2007; SOTO-VACA et al., 2012).

Dentre eles, os flavonoides englobam a mais ampla família de compostos fenólicos, apresentam solubilidade em água e em solventes polares como álcoois. Os fenólicos variam de acordo com as características do solo, estágio de desenvolvimento do vegetal, sua diversidade química, entre outros fatores. As principais rotas metabólicas (Figura 2) que implicam na síntese de compostos fenólicos são: a rota do ácido chiquímico (a partir de carboidratos) e a rota do ácido malônico (citoplasma) (SILVA 2003; SILVA et al., 2010).

Figura 2. Vias metabólicas de biossíntese de compostos fenólicos.



Fonte: O autor (2019).

Os flavonoides são alguns dos compostos fenólicos mais comuns, amplamente distribuídos nos tecidos vegetais, e muitas vezes responsáveis juntamente com os carotenóides e clorofilas pelas suas cores azul, púrpura, amarelo, laranja e vermelho. A família dos flavonoides inclui flavonas, flavonóis, iso-flavonóis, antocianinas, antocianidinas, proantocianidinas e catequinas (RONG, 2010; KHODDAMI, et al., 2013)

Todos os flavonoides são derivados dos aminoácidos aromáticos, fenilalanina e tirosina, e possuem estruturas de três anéis. A variação na estrutura dos flavonóides surge da escala e do padrão de reações de hidroxilação, prenilação, alcalinização e glicosilação que alteram a molécula básica. Os ácidos fenólicos são outra das principais classes fenólicas dentro do Reino Vegetal e ocorrem na forma de ésteres, glicosídeos ou amidas, mas raramente na forma livre. Variação em ácidos fenólicos está no número e localização de grupos hidroxila no anel aromático. Os ácidos fenólicos têm duas estruturas principais: o ácido hidroxicinâmico e hidroxibenzóico. Os derivados do ácido hidroxicinâmico incluem os ácidos ferúlico, cafeico, p-cumárico e sinápico, enquanto os derivados do ácido hidroxibenzóico consistem em ácidos gálico, vanílico, siríngico e protocatecuico (STALIKAS, 2007; PEREIRA, 2009; ROUTRAY, 2011; KHODDAMI, et al., 2013)

Outra classe importante de compostos fenólicos são os fenólicos da parede celular. Eles são insolúveis e encontrados em complexos com outros tipos de componentes celulares. Os dois principais grupos de fenólicos da parede celular são as ligninas e os ácidos

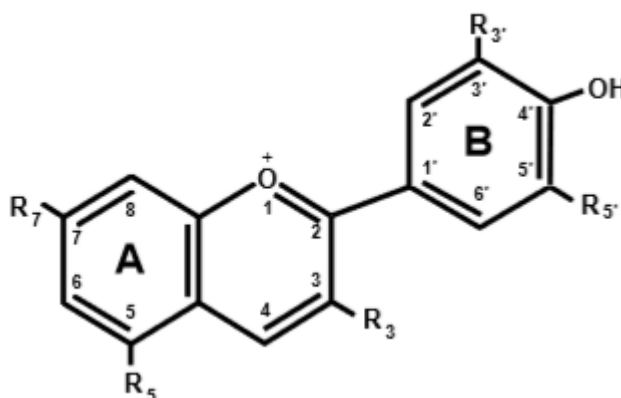
hidroxicinâmicos. Estes compostos desempenham um papel crítico na parede celular durante o crescimento das plantas, protegendo contra estresses como infecções, fermentos e radiação UV. Os taninos têm grande potencial para formar ligações oxidativas com outras moléculas vegetais (VANHOLME, et al., 2010; NACZK & SHAHIDI, 2004). Neste estudo os taninos serão estudados como antinutrientes.

Os compostos fenólicos são capazes de inibir ou reduzir a ação de radicais livres. Tem se evidências que esses radicais implicam na patologia de diversas doenças, devido ao aumento do estresse oxidativo, podendo potencialmente, danificar moléculas como proteínas, hidratos de carbono, lipídios e DNA. Assim, os compostos bioativos têm apresentado efeitos positivos relacionados a doenças crônicas não transmissíveis (DCNT), como doenças cardiovasculares, câncer, diabetes e obesidade (NASCIMENTO, 2016).

As antocianinas (do greo *anthos* = flor e *kianos* = azul) são compostos fenólicos pertencente ao grupo dos flavonoides, responsáveis pela coloração em flores, frutas, folhas, caules e raízes de plantas. Esse pigmento é solúvel em meio aquoso, sensível ao calor e diferenças no pH podem conferir tonalidades diferentes de cores, como vermelho, laranja e roxo. Em condições ácidas tem sua tonalidade predominante vermelho brilhante. As antocianinas geralmente apresentam-se glicosadas com açúcares que tem a função de estabilizar a molécula (TEIXEIRA, 2008; LEIDENS, 2011).

As antocianinas são glicosídeos de antocianidinas (agliconas) e são derivados do cátion *flavilium* ou 2-fenilbenzopirilium (figura 3), que consiste em dois anéis aromáticos, unidos por uma unidade de três carbonos e condensada por um oxigênio (CIPRIANO, 2011).

Figura 3. Cátion flavilium



Fonte: Constant, 2003.

Uma forma de analisar as antocianinas estima a fração real da amostra. Esse método, conhecido como “do pH diferencial”, consiste em efetuar a leitura espectrofotométrica do extrato em comprimento de onda entre 500 e 530 nm. Antocianinas apresentam um pico de

absorção quando em tampão a pH 1,0 exibindo coloração intensa e elevando-se o pH para 4,5 estabelece-se condição em que as antocianinas praticamente não apresentam coloração, apresentando menor absorção de energia (TEIXEIRA, 2008).

Atualmente há um crescente interesse por compostos naturais que podem ser utilizados como corante em alimentos, substituindo os corantes sintéticos. No caso das antocianinas, a mesma além de promover uma melhoria na cor de alimentos, tem propriedades antioxidantes e anti-inflamatórias, que podem auxiliar na prevenção de doenças cardiovasculares, neurológicas, câncer e diabetes (CIPRIANO, 2011).

Além disso, para os fabricantes de produtos alimentícios funcionais, a alta atividade antioxidante e os níveis de antocianinas dos extratos de acerola e do seu resíduo são de grande valor para a elaboração de novos produtos (BELWAL, 2018).

Marques et al (2015) destacou a importância dos resíduos gerados durante a produção de suco de acerola, em que foram encontrados vantagens para uso na produção de barras de cereais pelo baixo teor de carboidratos, fazendo do resíduo um forte candidato para emprego como suplemento alimentar de alto valor nutricional, fibra dietética e atividade de antioxidante.

Os antioxidantes são definidos por Halliwell e Gutteridge (1999) como sendo “qualquer substância que, quando presente em baixa concentração comparada à do substrato oxidável, regenera o substrato ou previne significativamente a oxidação do mesmo”.

O interesse em relação aos antioxidantes deve-se a proteção contra radicais livres pela ingestão de antioxidantes na dieta. Tais efeitos resultam do potencial de óxido-redução de determinados compostos, da capacidade de competição por sítios ativos e receptores nas múltiplas estruturas celulares, da habilidade em modular a expressão de genes que codificam proteínas envolvidas em mecanismos intracelulares de defesa contra processos oxidativos degenerativos de estruturas celulares (DNA, membranas) (SHAHIDI & ZHONG, 2015; NASCIMENTO, 2016).

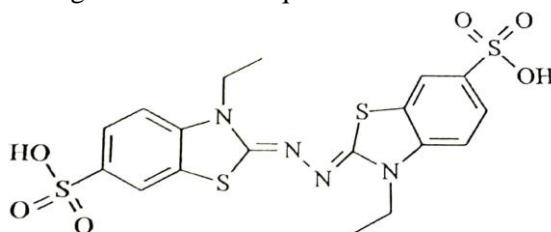
Diversos métodos são utilizados a fim de determinar a capacidade antioxidante de uma amostra. Os ensaios baseados em transferências de elétrons mensuram a capacidade antioxidante na redução de um oxidante, que muda de cor quando reduzido, isso ocorre após a adição do extrato do radical livre que está correlacionado com a concentração de antioxidantes na amostra (DUARTE et al. 2006).

O grau de mudança de cor está associado com a concentração de antioxidantes da amostra. Os métodos *in vitro* mais citados na literatura científica são ABTS [2,2'-azino-bis(3-

etilbenzotiazolina-6sulfônico)] e FRAP (poder antioxidante redutor do ferro) (HUANG, 2005; ALVES et al., 2010; NASCIMENTO, 2016).

O método ABTS fundamenta-se na capacidade dos antioxidantes em capturar o cátion ABTS ($\text{ABTS}^{\bullet+}$), no qual a atividade antioxidante da amostra é medida através da sua capacidade em estabilizar o cátion ABTS da solução, voltando à forma do composto neutro ABTS (Figura 4). A reação de oxidação para que gere a espécie estável $\text{ABTS}^{\bullet+}$ é formada pela oxidação do ABTS com persulfato de potássio. Quando uma amostra contendo antioxidantes é adicionada ao cátion radical pré-formado, este é reduzido novamente à ABTS, e ocorre então a descoloração da solução e diminuição da absorbância em 734 nm. Quanto maior a descoloração maior o potencial antioxidante (RE et al., 1999; TOMEI e SALVADOR, 2007; BOROSKI, 2015; AMORIM, 2016).

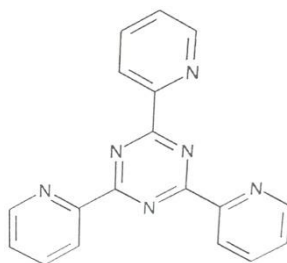
Figura 4. Estrutura química do ABTS.



Fonte: Boroski et al. (2015).

A técnica que utiliza o complexo férrico de 2,4,6-tripiridil-1,3,5-triazina ($[\text{Fe}^{3+}(\text{TPTZ})_2]^{3+}$) (Figura 5) para determinação do poder de redução, conhecida como FRAP, estima a capacidade dos antioxidantes em reduzir o íon férrico (Fe^{3+}) em íon ferroso (Fe^{2+}), em meio ácido (pH 3,6).

Figura 5. Estrutura do 2,4,6-tripiridil-1,3,5-triazina ($[\text{Fe}^{3+}(\text{TPTZ})_2]^{3+}$).

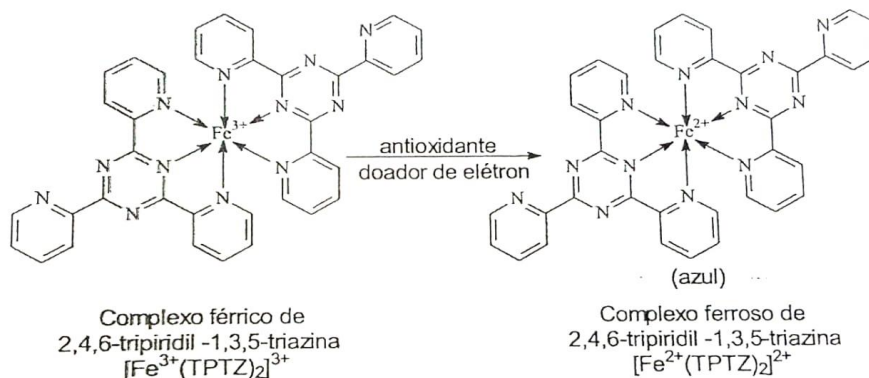


Fonte: Boroski et al. (2015).

A formação do complexo reduzido (Figura 6) apresenta coloração azul intensa e o monitoramento da atividade redutora da amostra é medido a 593 nm. Ao contrário dos outros métodos baseados em transferências de elétrons, o ensaio FRAP deve ser realizado sob

condições com pH baixo, a fim de manter a solubilidade do íon e principalmente o direcionamento na transferência de elétrons (SHAHIDI & ZHONG, 2015; BOROSKI, 2015).

Figura 6. Redução do complexo $[\text{Fe}^{3+}(\text{TPTZ})_2]^{3+}$ em $[\text{Fe}^{2+}(\text{TPTZ})_2]^{2+}$.



Fonte: Boroski et al. (2015).

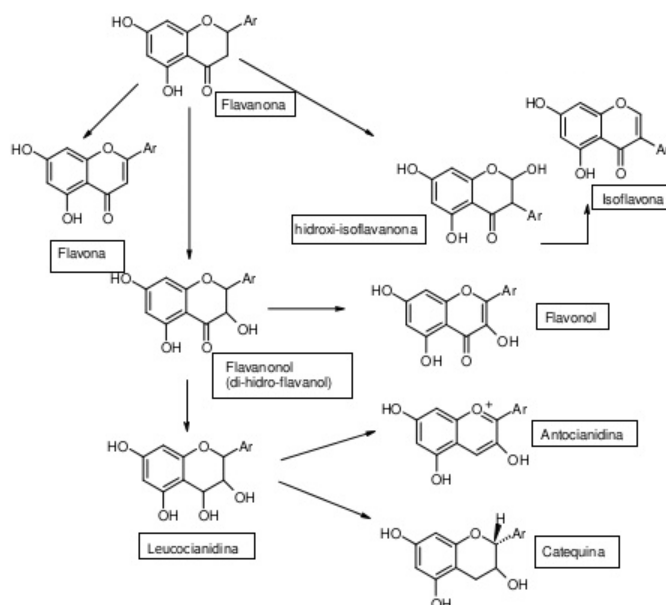
2.6. Fatores antinutricionais

O termo “fator antinutricional” tem sido usado para descrever compostos ou classes de compostos presentes numa extensa variedade de alimentos de origem vegetal, que quando consumidos, reduzem a biodisponibilidade de nutrientes e, consequentemente, o valor nutritivo dos alimentos (SANTOS, 2006; CAMPOS et al., 2011).

2.6.1. Taninos

Os taninos são definidos como hidrolisáveis e condensados (proantocianidinas), dependendo das suas estruturas químicas. Eles fazem parte dos chamados flavonóides, que são estruturas que apresentam ao menos um anel aromático com um ou mais grupos hidroxila, sendo estes grupos substituintes que incluem seus grupos funcionais (ROCHA et al, 2011). Santos e Mello (1999) detalham o mecanismo de biossíntese dos flavonoides, como mostra a Figura 7. “Di-hidroflavonóis são os substratos diretos para a abundante classe de flavonóis e para a formação de flavan-3,4-dióis, que são conhecidos como leucoantocianidinas. Através da redução de di-hidroflavonóis na posição 4, catalisada pela dihidroflavonol-4-redutase, formam-se primeiramente os flavan-2,3-trans-3,4,cis-dióis (ex. leucopelargonidina), os quais são intermediários na formação de catequinas, proantocianidinas e antocianidinas. Catequinas (ex. afzelequina) são sintetizadas a partir das leucoantocianidinas, para, posteriormente sofrerem redução na posição C-4. Essa reação é catalisada pela flavan-3,4-cis-diól-redutase (SANTOS e MELLO, 1999)”.

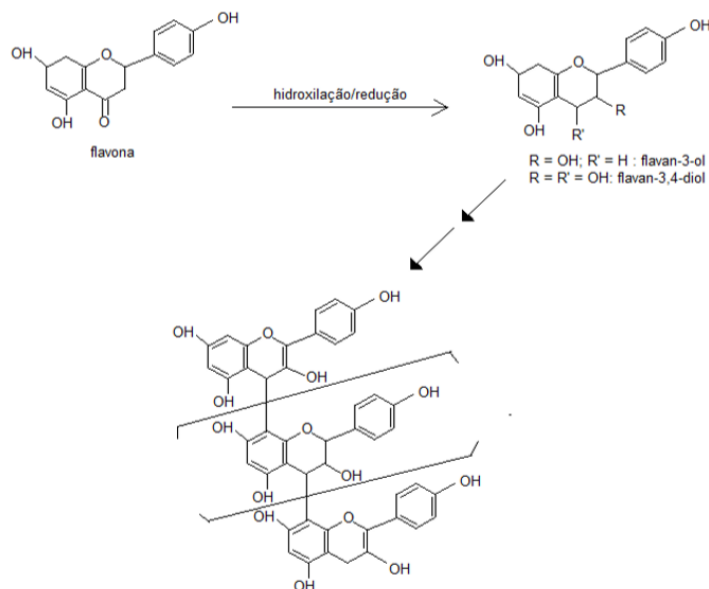
Figura 7. Biossíntese de Flavonoides.



FONTE: Adaptado de Araújo (2009).

O metabolismo dos flavonóides é demonstrado por Santos (1999), no qual explica a biossíntese dos taninos condensados proveniente do metabolismo dos flavonóides, em que uma flavona é hidroxilada no carbono 3 sofrendo reação de redução, de acordo com a Figura 8.

Figura 8. Biossíntese de taninos



FONTE: Santos (1999).

Os taninos têm a capacidade de se complexar com íons metálicos (ferro, manganês, vanádio, cobre, alumínio, cálcio), de ser sequestrador de radicais livres, promover o

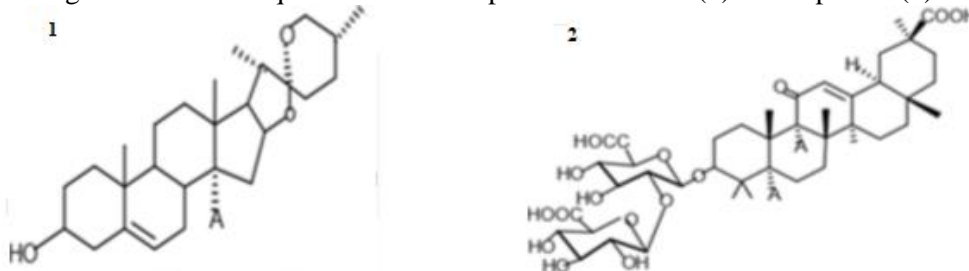
escurecimento enzimático em frutas e apresentam capacidade de complexação, devido a presença de grupos hidroxilafenólicos que possibilita a formação de ligações cruzadas estáveis com proteínas, reduzindo a digestibilidade de proteínas no organismo, além da ocorrência de combinação com celulose e pectina para formar complexos insolúveis. Os taninos podem reduzir a biodisponibilidade de minerais, diminuir a atividade de enzimas digestivas, além de causar danos à mucosa do sistema digestivo ou exercer efeitos tóxicos sistêmicos (PEREIRA e CARDOSO, 2012; ROCHA et al., 2011; REED, 1995; SREERAMA et al., 2010)

Esses compostos reagem com proteínas devido a diversas interações como o fato do núcleo polifenólico ter uma estrutura molecular favorável à interação com proteínas. O anel benzênico por ser apolar interage com as zonas apolares das proteínas, tais como as cadeias laterais de aminoácidos como a alanina, leucina, isoleucina e prolina. A presença de grupos hidroxila por ser hidrofílica participam das ligações de hidrogênio com os grupos carbonilo e amida da proteína (CARVALHO, 2007).

2.6.2. Saponinas

Saponinas são glicosídeos de esteróides ou terpenos policíclicos oriundos do metabolismo secundário das plantas, conferindo defesa à planta, que possuem uma estrutura anfifílica: uma porção lipofílica, que é formada por agliconas, e uma porção hidrofílica, constituída de resíduos de açúcares. São classificadas de acordo com o número fundamental da aglicona, e, pelo seu caráter ácido, básico ou neutro. Assim, quanto a aglicona, denominam-se saponinas esteroidais e saponinas triterpênicas (Figura 9), a qual está unida por meio de ligações glicosídicas a uma ou mais cadeias de açúcar que podem ser lineares ou ramificadas (SCHENKEL et al., 2001; WOJCIECHOWSKI et al., 2011; GOLEMANOV et al., 2012).

Figura 9. Estrutura química de uma saponina esteroideal (1) e triterpênica (2).



FONTE: CASTEJON (2011).

A presença de uma porção lipofílica, juntamente com uma hidrofílica, promove a formação de uma espuma persistente quando a saponina entra em contato com a água,

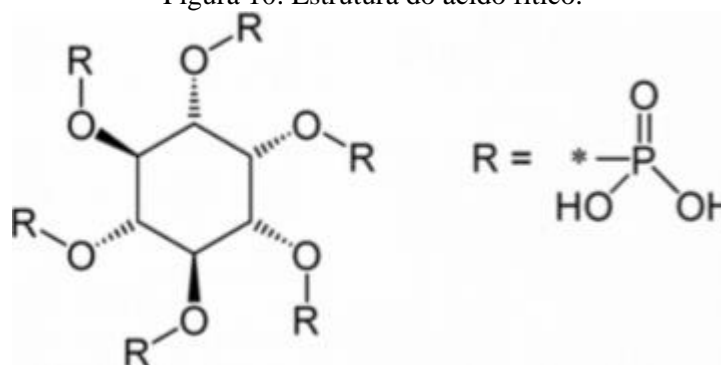
ocorrendo devido a diferença na característica da polaridade desses compostos, diminuindo assim, a tensão superficial. Diversas propriedades biológicas são atribuídas às saponinas devido à essa característica anfifílica que apresentam e à sua aptidão em formar complexos com esteróides, proteínas e fosfolipídios de membrana. As atividades biológicas podem ser consideradas benéficas, como sua ação redutora de colesterol, incluindo também suas atividades anti-inflamatória, analgésica, expectorante, antiviral, antimicrobiana, antifúngica (SCHENKEL et al., 2001; CASTEJON, 2011; AMORIM, 2016).

No entanto as saponinas também atuam como fatores antinutricionais quando em excesso em alguns alimentos. Essas substâncias interagem com proteínas e hemolisam os glóbulos vermelhos do sangue. Além disso, alteram a permeabilidade de células da mucosa intestinal ou até mesmo levam à destruição, atingindo o transporte de nutrientes, bem como inibe a ação de algumas enzimas digestivas (MAKKAR et al., 2007; SCHENKEL et al., 2001).

2.6.3. Fitatos

Os fitatos são sais provenientes do ácido fítico (mioinositol do ácido hexafosfórico - $C_6H_{18}O_{24}P_6$) (Figura 10), que ocorrem naturalmente em vegetais e são produzidos no decorrer do processo de amadurecimento de sementes. Esse ácido é sintetizado a partir do álcool cíclico, o mioinositol, por esterificações dos grupos hidroxilas com grupos fosfatos (CARLI et al., 2006).

Figura 10. Estrutura do ácido fítico.



Fonte: Marques et al (2013).

Por ser uma molécula carregada negativamente em ampla faixa de pH e por possuir 12 prótons substituíveis, apresenta grande capacidade para desenvolvimento de complexos na presença de íons metálicos. O ácido fítico tem sido visto como componente de ação antinutricional capaz de complexar com minerais bivalentes carregados positivamente como cátions de cálcio, ferro, magnésio, zinco e cobre, e amido, proteínas e enzimas,

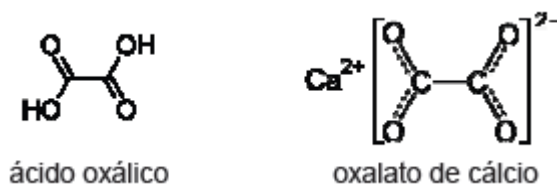
comprometendo a biodisponibilidade desses nutrientes (BENEVIDES et al., 2011). Estes minerais quelados devido a presença de fitatos produzem complexos insolúveis e resistentes à ação de enzimas do trato gastrointestinal, reduzindo a disponibilidade dos íons para o organismo. Além disso, a interação com as proteínas inibem a ação de enzimas digestivas como a pepsina, tripsina e amilase (CARLI et al., 2006; LEAL, et al., 2010; BENEVIDES et al., 2011; MARQUES, et al., 2013; MANIYAN et al., 2015).

Durante a estocagem, fermentação, germinação, processamento, secagem e digestão dos grãos e sementes, o ácido fítico pode ser parcialmente desfosforilado produzindo pentafofato (IP5), tetrafofato (IP4), trifosfato (IP3) e, possivelmente, inositol difosfato (IP2) e monofosfato (IP1), por ação de fitases endógenas. Somente IP5 tem efeito negativo na biodisponibilidade de minerais, complexando minerais, enquanto IP4 e IP3 não apresentam esta característica. Os demais compostos formados têm baixa capacidade de ligar-se a minerais ou os complexos formados são mais solúveis. O grau de ação inibitória dos fosfatos de inositol na absorção mineral depende do grau de fosforilação. Deste modo, a quantificação dos referidos compostos é de importância nutricional (ZHOU, et al 1992; HAN, et al 1994; BENEVIDES, et al., 2011).

2.6.4. Oxalato

O oxalato ($C_2O_4^{2-}$) são sais ou ésteres do ácido oxálico ($C_2H_2O_4$) (Figura 11), é formado nas plantas pela oxidação incompleta de carboidratos ocasionada pela ação de fungos (*Aspergillus niger*) ou bactérias (*acetobacter*). Nos animais, o ácido oxálico é produzido pelo metabolismo de carboidratos, via ciclo de Krebs (ROCHA, 2009).

Figura 11. Ácido oxálico e Oxalato de cálcio.



Fonte: Adaptado de Vollhardt e Schore (2004).

O ácido oxálico é constantemente encontrado nos vegetais e apresenta baixa toxicidade, sendo a dose mínima considerada letal para adultos em torno de 5g, podendo ocasionar cólicas renais, hemorragia gástrica e úlceras no estômago e intestino. O oxalato age na formação de complexos insolúveis com minerais e proteínas na luz intestinal, podendo se complexar com o ferro durante a digestão, formando oxalato ferroso. Mesmo sendo absorvido, o ferro torna-se indisponível para o organismo, sendo excretado pela urina. O

mesmo acontece com cálcio, formando oxalato de cálcio, o qual é pouco solúvel na urina, ocasionando a formação de cálculos renais e outros problemas relacionados, como a artrite, o reumatismo e a gota (OGBADOYI et al., 2006; GUIL et al., 1996; MASSEY, 2007; BENEVIDES, et al., 2013).

Esse composto pode ser resultado do metabolismo do aminoácido (glicina) ou do ácido ascórbico (PEREZ, 2000).

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo Geral

- Reduzir os antinutrientes, preservando os compostos fenólicos aparentes em farinha de resíduo de acerola empregando a técnica de secagem.

3.2. Objetivos Específicos

- Determinar o binômio “tempo versus temperatura” mais adequada para redução do teor de fatores antinutricionais da matéria prima selecionada, preservando os compostos fenólicos aparentes;
- Determinar o perfil físico-químico, de antinutrientes e compostos bioativos do resíduo de acerola;
- Caracterizar a farinha obtida na condição ótima, “tempo versus temperatura”, em relação ao perfil físico-químico, teores de antinutrientes, teor de compostos fenólicos e atividade antioxidante;
- Determinar a qualidade microbiológica da farinha;
- Verificar a influência do processamento térmico sobre o perfil de compostos voláteis do resíduo de acerola.

4. MATERIAIS E MÉTODOS

Seguindo as premissas do método hipotético-dedutivo, a metodologia a ser empregada para desenvolvimento do projeto de pesquisa se enquadra, quanto aos objetivos, em experimental, empregando a coleta de dados experimental, cuja fonte de informações acessada serão os dados quantitativos gerados em laboratório e, interpretados, com o suporte de informações bibliográficas.

4.1. Reagentes e padrões

Os padrões analíticos utilizados foram: ABTS [2,2'-azino-bis(3-ethylbenzthiazoline-6-sulphonic acid)] marca: Sigma; Trolox (6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethyl chroman-2-carboxylic acid) 97 % - marca: Aldrich; TPTZ [2,4,6-tris(2-pyridyl)-s-triazine] 98% - marca: Sigma Aldrich; Ácido gálico monohidratado 98 % P.A. – marca: NEON; Extrato de Yam mexicano (6% de diosgenina) – marca: Florien; Epicatequina 98 % - marca: ActivePharmaceutica.; Ácido fítico [myo-Inositol hexakis (dihydrogen phosphate)] 50 % - marca: Galena.

Os reagentes e solventes utilizados foram: Folin-Ciocalteu P.A. , Persulfato de Potássio 99,0 % P.A., Cloreto de Cálcio 99,0 % P.A., Álcool metílico 99,8 % P.A. - marca: Dinâmica; Álcool etílico absoluto 99,8% P.A., Carbonato de Sódio Anidro 99,5 %, Acetato de sódio trihidratado 99,0 % P.A., Permanganato de potássio 99,0 % P.A., Ácido aminoacético 98,5 % P.A., EDTA sal dissódico dihidratado 99,0 % P.A., Cloreto de ferro III anidro 98,0 % P.A., Ácido 5-sulfosalicílico dihidratado 99,0% P.A., Vanilina 98,0 %, Anidrido acético 97,0 % P.A., Vermelho de metila P.A., Sulfato de ferro II heptahidratado 99,0 %, Ácido acético glacial 99,8 % P.A. - marca: NEON; Ácido clorídrico 37,0 % P.A. – marca: Exôdo científica; Ácido sulfúrico 99,9% P.A.- marca: Stynth; Sulfato de sódio anidro 99,0 % P.A. – marca: Anidrol.

Os reagentes utilizados para a análise microbiológica foram: Plate Count Agar (PCA), Rappaport Vassiliadis Soy (RSV) Broth, XLD Ágar, Ágar – marca: KASVI; Xylose lysine deoxycholate agar (XLD agar), Mannitol egg yolk polymyxin (MYP) – marca: Merck; Tryptone, Peptone, Nutrient agar – marca: Himedia; Sabouraud Dextrose Agar, Yeast Extract – marca: LAB; Dextrose – marca: Vetec; Fosfato de dissódico anidro P.A. – marca: NEON.

4.2. Equipamentos

Balança analítica (Modelo AS220/C/2 da marca RADWAG), espectrofotômetro (Modelo SP- 220 da marca Bioespectro), estufa com circulação de ar forçado (Modelo TE-394/2 da marca Tecnal), centrífuga com controle de temperatura (Modelo 5804R da marca Eppendorf), estufa analógica de esterilização (Olidex CZ), freezer (Modelo Frost free DFW35

da marca Eletrolux), agitador vortex (Modelo QL-901 da marca BIOMIXER), banho ultrassom (Modelo YX2000A da marca YAXUN), processador de alimentos (Modelo BL480BR30 da marca Nutri ninja TM Auto-IQTM), chapa aquecedora (Marca CIENLAB), pHmetro digital (Modelo DLA-PH da marca DEL LAB), banho maria (Modelo F34 da marca Julabo), incubadora Shaker (Modelo SL222 da marca SOLAB), determinador de atividade de água (Water Activity Meter, Aqualab Pre), Fogareiro (FG 800W), Agitador magnético (Modelo MS-500 da marca Intllab), autoclave Vertical (CS Primatec), Cromatógrafo em fase gasosa AGILENT 7980A, Espectro de massas Agilent 7000, incubadora B.O.D (Modelo SL-200 da marca SOLAB) e banho-maria com controle digital de temperatura (Marca SPLabor).

4.3. Matéria prima

Os resíduos de acerola, constituídos por pele e polpa remanescentes, proveniente de dois Lotes, foram cedidos pela Pomar do Brasil Indústria e Comércio de Alimentos, empresa processadora de polpa de frutas, localizada na cidade de Aracaju, Sergipe. Os resíduos foram encaminhados ao Laboratório de Química e Bioquímica de Alimentos no Departamento de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal de Sergipe e foram acondicionados em embalagens plásticas de polietileno, mantidos a temperatura de -18 °C. Para o descongelamento, foram mantidos a temperatura de refrigeração (4 °C) e, posteriormente, foram caracterizados e desidratados em estufa de circulação de ar forçado.

4.4. Processamento

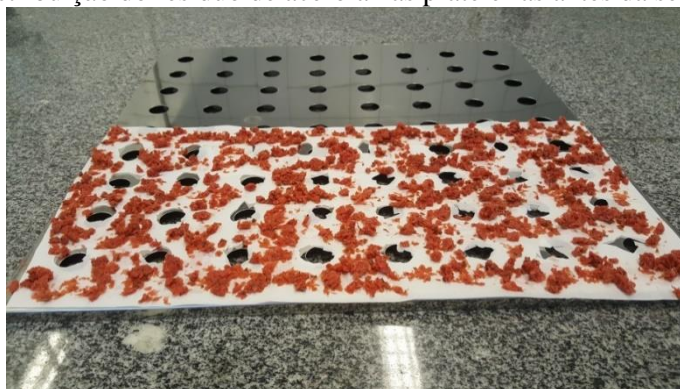
A secagem do resíduo de acerola foi realizada em uma estufa convencional com circulação de ar forçado e controle de temperatura no Laboratório de Inovação em Secagem do Departamento de Tecnologia de Alimentos na Universidade Federal de Sergipe, em acordo os preceitos descritos em GARCIA (2017).

As temperaturas avaliadas foram 45°C, 55°C, 65°C, 75°C e 85°C, com velocidade de circulação de ar na estufa de 2,20 m/s. As amostras foram espalhadas em papel manteiga sobre bandejas de alumínio constituindo uma camada com espessura de 0,5 cm.

O processo de desidratação foi encerrado quando as amostras atingiram peso constante e/ou o teor de umidade exigido na legislação determinada pela Comissão Nacional de Normas e Padrões para alimentos (CNNPA) nº 12, de 1978 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) brasileira, de forma a atingir o objetivo almejado.

Foi utilizado o papel manteiga para evitar a fixação do resíduo nas bandejas e foram realizados pequenos orifícios para promover uma melhor circulação de ar (figura 12). Para determinar a curva de secagem, a massa das amostras (10 gramas iniciais) foi monitorada e registrada em intervalos de 10 minutos nas primeiras 2 horas, a partir daí a massa foi verificada a cada 20 minutos. Posteriormente o resíduo seco dos dois lotes foi desprendido do papel manteiga e triturado em um moinho de grãos para redução do tamanho das partículas (Figura 13). As etapas do processamento da farinha de resíduo de acerola estão apresentadas na figura 14.

Figura 12. Distribuição do resíduo de acerola nas prateleiras antes da secagem.



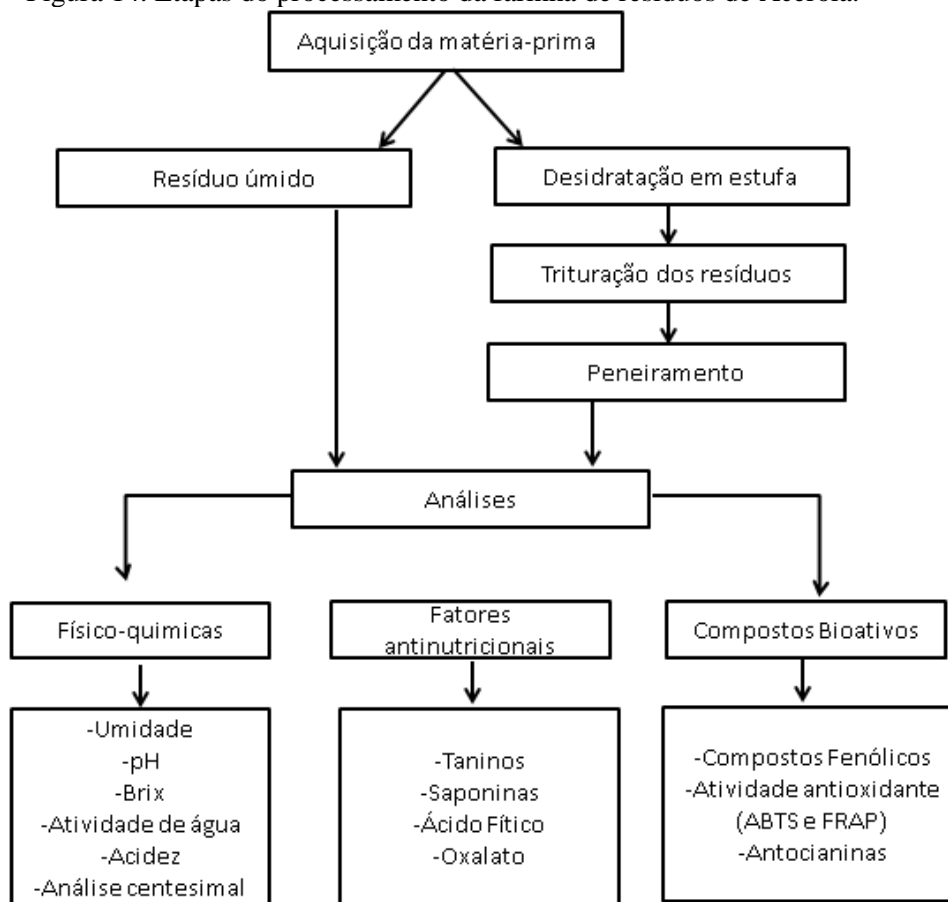
Fonte: Autor (2019).

Figura 13. Farinha de resíduo de acerola dos lotes 1 e 2 respectivamente.



Fonte: Autor (2019).

Figura 14. Etapas do processamento da farinha de resíduos de Acerola.



Fonte: Autor (2019).

4.5. Avaliação físico-química

As avaliações centesimais foram realizadas no Laboratório de Bromatologia do Instituto Tecnológico e de Pesquisas do Estado de Sergipe (ITPS) e as análises químicas foram realizadas no Laboratório de Química e Bioquímica de Alimentos no Departamento de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal de Sergipe

4.5.1. Determinação de pH (017/IV)

Para o pH foram empregados 5 g da amostra diluída em um béquer com 100mL de água destilada. O conteúdo foi homogeneizado e deixado em repouso por 30 minutos. A leitura do pH foi feita em medidor de pH digital de acordo com o Instituto Adolfo Lutz (IAL) (BRASIL, 2008).

4.5.2. Determinação de umidade (012/IV)

A umidade foi determinada de acordo com metodologia do Instituto Adolfo Lutz, empregando 10g da amostra em um cadinho pesado em balança analítica, previamente tarada. Na sequência a amostra foi aquecida a 105°C em estufa durante 3 horas, retirada e resfriada em dessecador até temperatura ambiente, sendo novamente pesado, repetindo-se este processo

até que a amostra apresentasse massa constante. O valor de umidade foi calculado empregando a equação 1 (BRASIL, 2008).

Equação 1. Determinação de umidade.

$$\frac{100 \times N}{P} = \text{umidade}$$

Fonte: Brasil (2008).

Sendo:

N = n° de gramas de umidade (perda de massa em g);

P = n° de gramas da amostra.

4.5.3. Determinação de sólidos solúveis totais (315/IV)

Os sólidos solúveis foram determinados de acordo IAL com por meio de refratometria. Pesou-se 5 g de resíduo úmido e 0,75 g da farinha do resíduo de acerola e foram homogeneizados com 50 mL de água destilada. Com auxílio de algodão, pingou-se 1 a 2 gotas no prisma do refratômetro e a leitura foi realizada em escala de graus Brix (BRASIL, 2008).

4.5.4. Determinação de acidez titulável em ácido orgânico (312/IV)

Este método é aplicável em frutas e produtos de frutas pela determinação da acidez, expressa em g (gramas) percentuais de ácido cítrico, considerando o ácido predominante na amostra.

Foi pesado de 5 g da amostra, transferida para um frasco Erlenmeyer de 125 mL com o auxílio de 50 mL de água. Após foi adicionado de 2 a 4 gotas da solução do indicador fenolftaleína e a solução foi titulada com solução de Hidróxido de sódio (NaOH) 0,1 M até coloração rósea. O valor de acidez foi determinado pela equação abaixo (Equação 2) (BRASIL, 2008).

Equação 2. Determinação de acidez.

$$\frac{V \times F \times M \times PM}{10 \times P \times n} = \text{g de ácido cítrico por cento m/m}$$

Fonte: Brasil (2008).

Sendo:

V = volume da solução de NaOH 0,1 M gasto na titulação;

M= molaridade da solução de NaOH;

P = massa da amostra em gramas;

PM= peso molecular do ácido cítrico (192 g);

n= número de hidrogênios ionizáveis (3) do ácido cítrico;

F = fator de correção da solução de NaOH de sódio 0,1 ou 0,01 M; Determinação de Atividade de Água (A_w)

4.5.5. Determinação de Atividade de Água (A_w)

A atividade de água (A_w) de cada amostra foi determinada à temperatura de 30 °C, instrumentalmente empregando determinador de atividade de água da Aqualab, seguindo as recomendações da AOAC (1995).

4.5.6. Determinação de cinzas (018/IV)

Para determinação de cinzas segundo IAL, foi pesado 5 a 10 g da amostra em uma cápsula de porcelana, previamente aquecida em mufla a 550°C, resfriada em dessecador até a temperatura ambiente e pesada. Foi repetida as operações de aquecimento e resfriamento até peso constante. A determinação de cinzas foi obtida a partir da equação 3 (BRASIL, 2008).

Equação 3. Determinação de cinzas.

$$\frac{100 \times N}{P}$$

Fonte: Brasil (2008).

Sendo:

N = nº de g de cinzas;

P = nº de g da amostra.

4.5.7. Determinação de lipídios (032/IV)

Para a determinação do teor de lipídios foram necessários 2 a 5g de amostra em cartucho de extrator *Soxhlet* completo. Adicionou-se éter de petróleo em quantidade suficiente para um *Soxhlet* e meio para a extração contínua, por 8 horas. O resíduo extraído foi transferido para a estufa a 105°C, mantendo por cerca de 1 hora. Após isso foi resfriado em dessecador até a temperatura ambiente. Em seguida pesou-se e repetiu-se as operações de aquecimento por 30 minutos na estufa e resfriamento até peso constante (no máximo 2 h) (BRASIL, 2008). O teor de lipídios foi determinado pela equação 4.

Equação 4. Determinação de lipídios.

$$\frac{100 \times N}{P}$$

Fonte: Brasil (2008).

Sendo:

N = nº de g de cinzas;

P = nº de g da amostra.

4.5.8. Determinação de proteínas pelo Método de Kjeldahl clássico (036/IV)

Para a avaliação do teor de proteína das amostras utilizou-se destilador micro-*Kjeldahl* e bloco digestor, avaliando-se a porcentagem de nitrogênio na amostra. Pesou-se 1g da amostra em papel de seda, transferindo para o balão de *Kjeldahl* e adicionou-se 25 mL de ácido sulfúrico e cerca de 6 g de mistura catalítica (dióxido de titânio anidro, sulfato de cobre anidro e sulfato de potássio anidro, na proporção 0,3:0,3:6). Após isso transferiu-se para o aquecimento em chapa elétrica, na capela, até a solução se tornar azul-esverdeada e livre de material não digerido (pontos pretos), onde foi aquecido por mais 1 hora e esfriado em temperatura ambiente. Adicionou-se 10 gotas do indicador fenolftaleína e 1 g de zinco em pó (para ajudar a clivagem das moléculas grandes de protídeos). O balão ao conjunto de destilação foi ligado imediatamente e a extremidade afilada do refrigerante foi mergulhada em 25 mL de ácido sulfúrico 0,05 M, contido em frasco Erlenmeyer de 500 mL com 3 gotas do indicador vermelho de metila. Adicionou-se ao frasco que contém a amostra digerida, por meio de um funil com torneira, solução de hidróxido de sódio a 30% até garantir um ligeiro excesso de base. Após isso, aqueceu-se à ebulição e foi destilado até obter cerca de (250-300) mL do destilado. Para finalizar a determinação de proteínas, titulou-se o excesso de ácido sulfúrico 0,05 M com solução de hidróxido de sódio 0,1 M, usando vermelho de metila. A conversão para proteína foi feita por N x 6,25, seguindo a equação 5 para determinar o teor de proteínas (BRASIL, 2008).

Equação 5. Determinação de Proteínas.

$$\frac{V \times 0,14 \times f}{P}$$

Fonte: Brasil (2008).

Sendo:

V = diferença entre o nº de mL de ácido sulfúrico 0,05 M e o nº de mL de hidróxido de sódio 0,1 M gastos na titulação;

P = nº de g da amostra; f = fator de conversão.

4.5.9. Determinação de carboidratos

O teor de carboidratos foi determinado por diferença, subtraindo por 100 a soma dos valores obtidos para umidade, proteínas, lipídeos e cinzas.

4.6. Determinação de compostos bioativos

4.6.1. Obtenção dos Extratos

Para obtenção dos extratos das amostras de resíduo úmido seguiu-se o método de Santos et al. (2011) com algumas modificações. Pesou-se 1 g da amostra e adicionou-se de 50 mL de etanol PA 1:10 (m.v⁻¹). Os extratos foram agitados em shaker durante 4 h ao abrigo de luz. A mesma extração foi realizada para a farinha de resíduo de acerola, exceto a quantidade de amostra que foi referente ao rendimento da farinha (15 %), utilizando 0,15 g. Os extratos foram filtrados em papel de filtro Whatman (nº1), para remover qualquer resíduo. Os extratos das amostras foram preparados perfazendo uma concentração final de 2,5 mg.mL⁻¹.

4.6.2. Determinação de Compostos Fenólicos Aparentes

Os compostos fenólicos foram estimados através dos métodos espectrofotométricos ($\lambda_{\text{max}}=725$ nm). Os compostos fenólicos reagem com o reagente de Folin-Ciocalteu, proposto por Singleton e Rossi (1965) sob condições básicas, para tal, uma solução de carbonato de sódio foi utilizada, para que o pH ficasse em torno de 10. A solução saturada de carbonato de sódio foi preparada misturando-se aproximadamente 35g do sal em 100 mL de água destilada e deixada sob agitação. Um corpo de fundo se formou e utilizou-se o sobrenadante límpido na análise.

Para preparar a curva de calibração, foi utilizada uma solução padrão de ácido gálico 200 mg.L⁻¹, e a partir dela, efetuadas diluições para concentrações entre 12,5 a 100 mg.L⁻¹. O procedimento se iniciou com a adição de 250 µL da solução de extrato da amostra teste (ou solução padrão para a curva de calibração), acrescidos de 250 µL do reagente de Folin-Ciocalteu (1:1), 500 µL da solução saturada de carbonato de sódio (35g em 100 mL) e 4 mL de água destilada adicionados em tubos de ensaio. Os tubos foram agitados e mantidos em temperatura ambiente, sob proteção de luz por 25 minutos e após isso centrifugados por 10 minutos a 3000 rpm. Para o branco, foi utilizado 250 µL de etanol no lugar da amostra,

repetindo as mesmas condições descritas para a amostra. O comprimento de onda máximo empregado foi 725 nm determinado em espectrofotômetro UV-Vis. As absorbâncias das soluções de ácido gálico de concentrações conhecidas foram lançadas em um gráfico X versus Y (Apêndice A), obtendo-se a equação de regressão linear e os resultados expressos em mg de equivalente de ácido gálico por litro de amostra (mg EAG L^{-1}) (BOROSKI et. al. 2011).

4.6.3. Determinação da atividade antioxidante por ABTS

A atividade antioxidante *in vitro* pelo método ABTS+ [2,2'-azinobis-(3-ethylbenzothiazoline-6- sulfonic acid)] foi realizada conforme a metodologia descrita no comunicado técnico 128 do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (BRASIL, 2007) citada em Boroski et al. (2015), no qual descreve o método de captura do cátion radicalar ABTS para a determinação da capacidade antioxidante total em frutas.

O cátion radicalar ABTS+ foi formado pela reação de 5 mL da solução ABTS+ $7,0 \mu\text{mol.L}^{-1}$ (192 g do sal ABTS em água destilada, em balão de 50 mL) com 88 μL da solução de persulfato de potássio $140 \mu\text{mol.L}^{-1}$ (378,4 mg do sal diluído em água destilada num balão de 10 mL) e incubados à temperatura ambiente e na ausência de luz, durante 16 horas. Uma vez formado, 1,0 mL do radical foi diluído em aproximadamente 55 mL de etanol P.A. até a obtenção do valor de absorbância de $0,700 \pm 0,050$ a $\lambda=734 \text{ nm}$.

Inicialmente realizou-se a análise dos padrões para a construção da curva de calibração. Preparou-se a solução estoque de Trolox ($2000 \mu\text{mol.L}^{-1}$) e partir desta preparou-se diluições de 100, 500, 1000, 1500 e $2000 \mu\text{mol.L}^{-1}$. Adicionou-se uma alíquota de 30 μL de cada amostra para tubos de ensaio. Em seguida, ao abrigo da luz, adicionou-se 3,0 mL do cátion radicalar ABTS+, homogeneizou-se e após 6 minutos, realizou-se as leituras de absorbância em 734 nm. Para obtenção do branco, realizou-se o mesmo procedimento substituindo a solução de Trolox por etanol. Os valores das concentrações de trolox e das absorbâncias foram plotados no eixo x e y respectivamente, obtendo-se a equação da reta por meio de regressão linear.

A análise dos extratos foi realizada a partir de uma única solução seguindo o mesmo procedimento utilizado para obtenção da curva de calibração (Apêndice B). O valor da absorbância foi substituído na equação da reta obtendo-se uma concentração em $\mu\text{mol.L}^{-1}$ de trolox.

4.6.4. Determinação da atividade antioxidante total pelo método FRAP

A metodologia FRAP (Ferric Reducing Ability Power) originalmente desenvolvida para medir capacidade antioxidante em plasma por Benzie & Strain (1996) citada em Boroski,

et al. (2015), foi adaptada para outros tipos de amostra, como alimentos e somente pode ser aplicada em meio aquoso.

Inicialmente foi preparada as seguintes soluções para a formação do reagente de FRAP: 100 mL de solução tampão acetato de sódio 300 mmol L⁻¹, pH 3,6 (3,10 g de acetato de sódio trihidratado e 16 mL de ácido acético dissolvidos em 1 L de água); 10 mL de solução de 2,4,6-tripiridil-1,3,5-triazina (TPTZ) (0,16 g de TPTZ, dissolvida em 1 mL de HCl 1,0 mol L⁻¹ e o volume completado para 50 mL num balão volumétrico); 10 mL de solução de Cloreto de ferro III hexahidratado a 20 mmol L⁻¹ (0,16 g do FeCl₃.6H₂O dissolvida em água e completada até 50 mL).

A solução do complexo [Fe³⁺(TPTZ)₂].Cl₃ (reagente FRAP) foi preparada no momento da análise, protegido da luz e com temperatura constante de 37°C. Os extratos para análise foram preparados com água destilada, sob proteção da luz.

Primeiro, leu-se a absorbância a 593 nm de 3 mL do reagente FRAP recém-preparado e pré-aquecido a 37°C, que representa o branco. Em seguida, adicionou-se 100 µL da amostra e 300 µL de água destilada, homogeneizou-se e incubou-se em banho-maria a 37°C por 10 minutos até que não houvesse variação considerável de absorbância.

Para curva de calibração, utilizou-se solução de Sulfato de ferro II Heptahidratado FeSO₄.7H₂O na faixa de 0 a 2000 µmol.L⁻¹. A solução padrão foi adicionada na solução de reagente FRAP da mesma forma que a amostra. Os resultados foram obtidos a partir da curva de calibração (Apêndice C) e expressos em µmol.L⁻¹ de Fe(II) mL⁻¹ de amostra. Após foram convertidos a µmol de Fe(II)/100 g de amostra.

4.1. Determinação espectrofotométrica de antocianinas monoméricas pelo método do pH diferencial

Para o processo de extração, 5 g das amostras úmido e 0,75 g das amostras da farinha foram pesadas em um becker de 250 mL e adicionados a solução extratora de etanol acidificado, que foi preparada a partir da transferência de 70 mL de etanol P.A. para um balão volumétrico de 100 mL e 10 mL de ácido clorídrico (HCl) 0,02M, completando com água destilada até 100 mL. As soluções foram pré-tratadas em ultrassom. Após isso as soluções foram agitadas em agitador magnético durante 1 horas, centrifugadas a 5000 rpm por 10 minutos e filtradas através de papel filtro com um aspirador de bomba de vácuo. O filtrado de cada solução foi coletado sob a forma de extrato bruto (CHEOK et al., 2013) e quantificado em quadruplicata para o teor total de antocianina monomérica pelo método do pH diferencial descrito pela AOAC (2005).

Preparou-se uma solução tampão de pH 1,0 com cloreto de potássio a 0,025 M, pesando-se 86 g KCl em uma proveta adicionando-se 98 mL de água destilada. O pH foi medido e ajustado para 1,0 ($\pm 0,05$) com HCl (cerca 6,3 mL) e após isso a solução foi transferida para um balão volumétrico de 1 L e diluída com água destilada até o volume final. Uma segunda solução tampão de pH 4,5 de acetato de sódio a 0,4 M foi preparada pesando 54,43 g de $\text{CH}_3\text{CO}_2\text{Na} \cdot 3\text{H}_2\text{O}$ em um béquer, e adicionou-se 960 mL de água destilada. O pH foi medido e ajustado para 4,5 ($\pm 0,05$) com HCl (cerca de 20 mL). A solução foi transferida para um balão volumétrico de 1 L e diluída para volume com água destilada.

Todas as diluições foram feitas em balões volumétricos de 10 mL, onde a diluição máxima é 1 parte da amostra para 4 partes de solução tampão. O fator de diluição adequado foi determinado diluindo-se a porção de teste com tampão pH 1,0, em um comprimento de onda de 520 nm, com valores de absorbância entre 0,2 e 1,4. Após determinar o valor de diluição, duas diluições de cada amostra foram preparadas, uma com tampão pH 1,0 e a outra com tampão pH 4,5. Um branco com água destilada foi utilizado antes das análises. As amostras tanto do pH 1,0, quanto do pH 4,5 foram lidas a 520 e 700 nm, após 20 minutos de repouso. O motivo para medir a absorbância a 700 nm é corrigir a turbidez. No entanto, se a amostra diluída for excessivamente turva, é necessário centrifugar ou filtrar antes da medição. A concentração de antocianinas monoméricas, foi expressa como equivalentes de cianidina-3-glicosídeo em mg.L^{-1} determinadas pela equação:

Equação 6. Cálculo da concentração de antocianinas.

$$\frac{A \times \text{PM} \times \text{FD} \times 10^3}{\epsilon \times 1}$$

Fonte: AOAC (2005).

Em que:

A = (A_{520nm} - A_{700 nm}) em pH 1,0 - (A_{520nm} - A_{700nm}) em pH 4,5;

PM (peso molecular) = 449,2 g / mol para cianidina-3-glicosídeo (cyd-3-glu);

FD = fator de diluição estabelecido;

ϵ = 26.900 (coeficiente de extinção molar, em $\text{L} \times \text{mol}^{-1} \times \text{cm}^{-1}$, para cyd-3-glu)

10^3 = fator para conversão de g para mg.

4.2. Determinação dos fatores antinutricionais

4.2.1. Determinação espectrofotométrica de taninos condensados

Os taninos condensados foram determinados espectrofotometricamente de acordo com Broadhurst e Jones (1978) com modificações de Khattab et al. (2010). Um grama da amostra úmido e 0,15 g da farinha foram extraídos com 10 mL de metanol acidificado (1% de HCl) e submetido ao ultrassom durante 1 minuto em 35 W seguido por centrifugação a 5000 rpm (10 min a 4 ° C). O sobrenadante foi filtrado e as reações foram desenvolvidas com 1 mL da amostra, adicionados de 5 mL de solução reagente de vanilina recém preparada (Vanilina-HCl-Metanol 4:10:86). A leitura da absorbância foi feita em 500 nm após repouso por 15 min. Brancos de reagentes e de amostras foram desenvolvidos, simultaneamente. A curva padrão (Apêndice D) foi preparada usando epicatequina e o teor de tanino condensado foi expresso em mg L^{-1} de equivalentes de epicatequina.

4.2.2. Determinação de Saponina

Para esta determinação foi feito de acordo com o protocolo estabelecido por Monje e Raffaillac (2006), em que se usou a adição do reagente de *Lieberman-Burchard* (LB) para formar produtos coloridos ao reacionar com as saponinas. O reagente LB consiste em uma mistura de 16,7% de Anidrido acético em ácido sulfúrico concentrado. Uma curva de calibração foi elaborada utilizando o padrão Diosgenina (Extrato padronizado de Yam Mexicano com teor de 6% de diosgenina). Para a curva, foi preparado soluções das seguintes concentrações: 0,00; 1,5; 3,0; 6,0; 9,0; 12,0; 15,0; $\mu\text{g/mL}$. De cada concentração, foi retirado 2 mL, ao qual foram adicionados 7 mL do reagente de LB. Agitou-se por 30 segundos em Vortex e após isso foi submetido a um repouso de 30 minutos. A absorção máxima foi determinada em 528 nm e realizou-se as medições da curva de calibração e, posteriormente, das amostras.

Para elaboração dos extratos das amostras, pesou-se 2,5 g de resíduo de acerola úmido e 0,375 g da farinha de resíduo de acerola e adicionou-se 25 mL de etanol a 50 % v.v⁻¹. A solução repousou por 30 minutos. Em seguida filtrou-se a mistura reservando a solução obtida. Procedeu-se da mesma forma que a obtenção da curva de calibração. Os resultados de absorbância das amostras foram interpolados com a curva de calibração (Apêndice E) para quantificar as saponinas ($\mu\text{g mL}^{-1}$) presentes nas amostras. Para expressão dos resultados foi realizada a conversão para gramas de Diosgenina por 100 gramas de amostra.

4.2.3. Determinação de Fitatos

O método analítico empregado baseou-se no método proposto por García-Villanova et al. (1982) com modificações e validação de Romero-Aguilera et al. (2017), relativo ao procedimento de quantificação.

Uma porção de 2 g de amostra úmida e 0,30 g da amostra de farinha foram extraídas com uma solução de 40 mL de ácido clorídrico (HCl) a 0,4M (contendo 5% (p / v) de Na_2SO_4), sob agitação magnética durante 90 min à temperatura ambiente. A suspensão resultante foi centrifugada a 4108 rpm durante 8 minutos. Em seguida, o sobrenadante foi filtrado para um balão volumétrico de 50 mL e completado com a solução extratora. Foram pipetados 25 mL desta solução para um balão volumétrico de 100 mL juntamente com 20 mL da solução de extração, 10 a 20 mL de FeCl_3 0,02 M (em solução de HCl 0,16 M) e 20 mL de solução de ácido sulfosalicílico a 20%, e o volume completado com água destilada. Esta diluição foi transferida para um frasco Erlenmeyer de 500 mL e conduzida para o banho-maria de água a ferver durante 15 min, após esse tempo a diluição foi resfriada em banho de gelo.

Durante esse tempo, o complexo insolúvel de íons fitato-férrico se forma, enquanto o excesso de Fe (III) é complexado com ácido sulfosalicílico, em um complexo solúvel, púrpura fraco. Uma alíquota de 20 mL foi pipetada para um Erlenmeyer de 250 mL juntamente com 200 mL de água destilada e o pH ajustado para 2,5 com auxílio de glicina (1,5 g). Esta diluição foi aquecida a 70°C e, enquanto ainda quente, foi titulada com solução de EDTA 0,01M até ficar amarela brilhante, a fim de medir o excesso de Fe (III) remanescente. Se necessário, utiliza-se uma solução de EDTA a 0,001 M ao invés de 0,01 M, dependendo da quantidade estimada de fitatos esperada nas amostras analisadas. Um branco foi feito de acordo com o protocolo descrito acima, diferindo apenas nos 25 mL de diluição da amostra foram substituídos por 25 mL de solução de extração. Titulou-se com solução de EDTA para conhecer o volume total consumido na reação total de ferro adicionado. Todos os volumes obtidos a partir da titulação das amostras e padrões foram subtraídos do valor em branco, obtendo-se a quantidade de EDTA equivalente à atividade complexante dos fitatos na amostra.

Para fins de quantificação, uma curva de calibração (Apêndice F) foi construída, usando um padrão comercial de ácido fítico. A pureza do produto comercial foi levada em conta para preparar a solução estoque padrão. Os resultados foram expressos em mg de Equivalente de Ácido Fítico (EAF), convertidos a g. EAF/100 g.

4.2.4. Determinação de Oxalato

O conteúdo de oxalato total determinou-se pelo método de Dye (1956) e Oke (1966) com modificações feitas por Falade et al. (2004).

A amostra de resíduo de acerola úmido (4,0 g) e a amostra da farinha do resíduo de acerola (0,30 g) foram extraídas com 190 ml de água destilada e 10 ml de HCl 6 M (273,40 ml de HCl 32% (v.v⁻¹) foi misturado com 255 ml de água destilada) em banho de água fervente por 2 h, e depois completado o volume até 250 ml com água destilada. O extrato foi filtrado através de papel de filtro Whatman No. 1. Dez ml de HCl 6 M foram adicionados a 50 ml de alíquota. Adicionou-se duas gotas do indicador vermelho de metilo ao filtrado e titulou-se com NH₄OH concentrado até que a cor rosa salmão do indicador vermelho de metilo se alterasse para um amarelo fraco ou até cerca de pH 7 utilizando um medidor de pH. A solução foi aquecida a 90 ° C e foram adicionados 10 ml de solução de CaCl₂ a 5% (p.v⁻¹) para precipitar o oxalato durante a noite sem agitação. O precipitado foi então lavado para um balão volumétrico de 100 ml com 10 ml de H₂SO₄ a 25% (v.v⁻¹) quente (cerca de 90 ° C), seguido de 15 ml de água destilada. A solução foi aquecida a cerca de 90 ° C (sem ferver) num banho-maria em ebulição para promover a dissolução. A solução final foi então titulada com solução padronizada de KMnO₄ a 0,05 M até que uma fraca cor púrpura da solução persistisse durante 30 s. O oxalato foi então calculado como equivalentes de oxalato de sódio (EOS).

Equação 7. Cálculo para determinação de oxalato.

$$\% \text{ Oxalato} = \frac{\text{KMnO}_4 \times 0,05 \times 45,02 \times 100}{1000 \times \text{peso da amostra seca} \times 50/250}$$

Fonte: Dye (1956)

Em que:

KMnO₄ = volume gasto na titulação (mL.)

4.3. Análise microbiológica

As análises microbiológicas, foram realizadas no laboratório de microbiologia do Departamento de Tecnologia de Alimentos em parceria com a Professora Tatiana Pacheco Nunes, seguindo os protocolos de Downes e Ito (2001). Todos os meios e materiais utilizados foi esterilizados em autoclave a 121°C durante 15 minutos.

Para a determinação de Coliformes totais e termotolerantes primeiramente foi realizado o teste presuntivo preparando três diluições (10⁻¹, 10⁻² e 10⁻³) em água peptonada da amostra de farinha de resíduo de acerola. 1mL de cada diluição foram inoculadas em três séries de três

tubos contendo 9 mL de caldo Lauril Sulfato Triptose (LST), com tubo de Duhran invertido. As amostras foram incubadas a 35 °C durante 48 horas. Após o tempo de incubação, separar os tubos que apresentarem turvação do meio e gás no interior do tubo de Duhran. Em caso de turvação as amostras positivas devem ser encaminhadas para o teste de confirmação para coliformes termotolerantes. Esse teste consistiu em transferir com auxílio de alça, um inóculo de cada tubo positivo de caldo LST para outro tubo contendo caldo EC. Para controle da temperatura, os tubos de caldo EC com amostra positiva foram incubados a 45 °C em banho-maria durante 24 horas. A leitura dos tubos foi realizada observando turvação e formação de gás, e os resultados expressos em Número Mais Provável (NMP/g).

Para determinação da contagem total de bolores e leveduras, preparou-se quantidade necessária de ágar batata dextrose, conforme instruções do frasco. No instante do uso, o meio foi para banho maria de 45°C e após isso acidificado com ácido tartárico a 10% até pH 4,0 e o meio foi distribuído em placas de Petri. A amostra foi homogeneizada em água peptonada e preparada as diluições (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} e 10^{-4}). De cada diluição foi transferido 0,1ml para a superfície das placas de ágar batata dextrose e foi espalhada com a alça de Drigalski. As placas foram incubadas a 25°C, sem inverter, durante 3 dias. O número de colônias foi contado e expressos os resultados em Unidade Formadora de Colônia (UFC) /g.

Para determinar as bactérias aeróbias mesófilas e termófilas, o meio de cultura Ágar Padrão para Contagem (PCA) foi preparado conforme instruções no frasco. Cerca de 20ml de PCA foi adicionado às placas, esfriado a 45°C. Foi transferido 1 mL de cada diluição (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} e 10^{-4}) feitas com água peptonada para as placas, e semeado sobre cada placa e homogeneizada girando suavemente as placas no sentido horário e anti-horário, alternadamente. As placas foram colocadas invertidas na incubadora a 35 °C durante 48 horas. Decorrido o tempo de incubação as placas foram contadas e expressas em Unidade Formadora de Colônias por grama de amostra (UFC/g).

A avaliação da presença de *Salmonella* sp. foi realizada com 25 g de amostra Homogeneizada com 225 mL de caldo lactosado e incubado a 35°C por 24 horas que correspondeu ao período de pré-enriquecimento. Para o enriquecimento transferiu-se 1 mL do caldo lactosado com a amostra para um tubo contendo 10 ml de caldo tetrationato e 0,1ml para um tubo contendo 10 ml de caldo Rappaport-Vassiliadis e estes foram incubados, o primeiro a 35°C e o segundo a 43°C em banho-maria por 24 horas. Foi realizada a semeadura superficialmente por esgotamento nos meios de cultura de enriquecimento em placas de ágar sulfito de bismuto (SB), ágar Hektoen-enteric (HE) e ágar Rambach (RAM), de modo a obter

colônias isoladas. As placas foram incubadas a 35 °C por 24 horas. Os resultados foram expressos por presença ou ausência em 25 gramas de amostra.

A contagem de *Bacillus cereus* foi realizada utilizando-se o meio Mannitol-egg yolkpolymyxin (MYP) preparado conforme instruções no frasco. O meio foi adicionado às placas e 0,1 mL de cada diluição de água peptonada (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} e 10^{-4}) foi adicionada às placas. Com auxílio da alça de Drigalski as diluições foram espalhadas. As placas foram invertidas e incubadas a 30 °C durante 24 horas. Decorrido o tempo de incubação, a contagem das colônias foi realizada nas placas em que o meio alaranjado se torna rosa. Decorrido o tempo de incubação as placas foram contadas e expressas em Unidade Formadora de Colônias por grama de amostra (UFC/g).

Para a confirmação da presença *Bacillus cereus* foi realizada a ativação das cepas em meio ágar nutriente. Foram realizados dois testes bioquímicos confirmativos de *Bacillus cereus*, dentre eles o teste de motilidade, que com utiliza o meio Motilidade BC Semi-Sólido (10 g de Trypticase, 2,5 g de extrato de levedura, 2,5 g de dextrose, 5 g de Na_2HPO_4 , 3 g de ágar e 1 litro de água destilada). Este meio foi inserido em tubos e com auxílio de alça de níquel-cromo e as cepas ativadas foram inoculadas e incubadas por 24 horas a 30 °C. Os microrganismos móveis produzem crescimento difuso ao longo da picada. O segundo teste bioquímico foi o de crescimento rizóide, utilizando placas com meio ágar nutriente e com auxílio de uma alça de níquel-cromo as cepas foram inoculadas no centro de uma placa de ágar nutriente, previamente seca. Foi incubado a 30 °C por 72 horas. O crescimento rizóide é caracterizado pelo aparecimento de colônias com morfologia semelhante a raízes de árvore.

4.4. Extração e identificação de compostos voláteis

Os compostos voláteis de amostras de resíduo úmido e farinha de resíduo de acerola, extraídos por SPME (Solid Phase Micro Extraction), ocorreu conforme metodologia adaptada de Nogueira et al. (2018), em que foram transferidos 0,5 g de amostra para um *vial* de 40 mL contendo 0,2 g de cloreto de sódio (NaCl), 10 mL de água destilada e uma barra de agitação magnética. Em seguida, o *vial* foi selado com um septo de silicone e imerso em um banho de água a temperatura constante de 40 °C, sob agitação continua durante 10 min, para atingir o equilíbrio de fases, antes da exposição da fibra de SPME ao *headspace*. Após o período de equilíbrio, a fibra revestida por DVB/CAR/PDMS foi exposta ao *headspace* no *vial* durante 30 minutos a fim de adsorver os compostos voláteis da amostra. Durante o processo de extração da amostra foram mantidos constante a agitação e à temperatura de 40°C. Posteriormente, a fibra foi recolhida e levada para análise, sendo mantida por 7 minutos no

pórtico de injeção do equipamento de cromatografia em fase gasosa, acoplado a um espectrômetro de massas, para a dessorção completa dos compostos voláteis.

O equipamento de cromatografia em fase gasosa empregado foi um AGILENT 7980A acoplado a um espectrômetro de massas Agilent 7000, com voltagem de ionização de 70 e. A separação dos compostos na etapa cromatográfica se deu em coluna capilar VF-23MS (60m x 0,25mm x 0,25µm), com temperatura inicial do forno 40°C, permanecendo nessa temperatura durante 3 minutos, aumentando em seguida 3°C/min até atingir 130°C, permanecendo nesta temperatura por 10 minutos, na sequência a temperatura foi elevada a 250°C a uma taxa de 10°C/min, mantida nessa temperatura por 3 minutos, totalizando um corrida de 58 minutos. A temperatura do injetor foi fixada em 250°C. Foi empregado hélio como gás de arraste na vazão de 1,0mL por minuto no modo de injeção *splitless*. No espectrômetro, a temperatura da linha de transferência foi de 255°C e a faixa de “scanning” de massas foi de 35 a 350 u.m.a. Os compostos foram identificados empregando-se a comparação dos espectros de massas com o banco de dados “NIST” (*National Institute of Standards & Technology, E.U.A*) auxiliado pelo índices de retenção linear (IRL) de cada composto, calculado com base nos tempos de retenção de uma série de n-alcanos, analisados sob condições idênticas de separação das amostras.

4.5. Análise dos dados

Os experimentos foram realizados em quadruplicata e os resultados submetidos a análises de variância (ANOVA) e o teste de Tukey ($p > 0,05$) com auxílio do software Minitab 19.

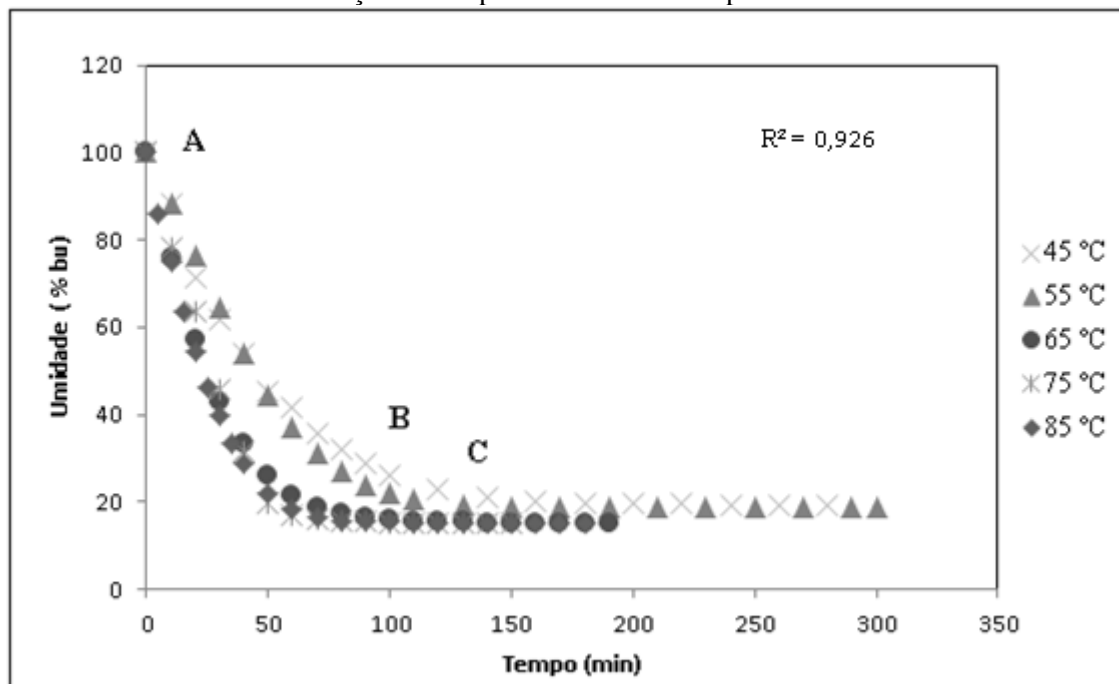
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1. Determinação da condição ótima de secagem

Os resultados serão apresentados inicialmente pela determinação das condições ótimas de secagem do resíduo, seguidos da caracterização físico-química do resíduo de acerola úmido e da farinha de resíduo de acerola e, posteriormente, a demonstração dos resultados de compostos fenólicos aparentes, antocianinas, atividade antioxidante, fatores antinutricionais, qualidade microbiológica e perfil de compostos voláteis.

O acompanhamento do teor de água do resíduo durante a secagem, permitiu a determinação da curva de secagem, estimando a redução do teor de água do resíduo por unidade de tempo. Além disso, foi possível determinar o tempo aproximado de secagem até atingir o valor de umidade constante, empregando cinco tratamentos diferentes conforme a figura 15.

Figura 15- Curva de secagem do resíduo de acerola representando o comportamento da umidade em relação ao tempo em diferentes temperaturas



Nota: velocidade do ar: 2,20 m/s; Espessura da distribuição do resíduo no secador: 0,50 cm.

Fonte: Autor (2019). $R^2 = 0,926$

Neste tipo de método de desidratação, o ar quente circula em contato com o material úmido provocando a retirada da água por evaporação. Os fatores que influenciam a secagem são tamanho da partícula do alimento, distribuição do produto no secador, temperatura, umidade e velocidade, além da troca de calor eficiente dentro da estufa de circulação de ar. Normalmente o ciclo de secagem dura em torno de 180 a 300 minutos quando as temperaturas

de secagem empregadas estão dentro do intervalo de 60 a 100 °C (FOOD INGREDIENTS BRASIL, 2013).

De acordo com Celestino (2010), no intervalo compreendido entre os pontos A e B, observados no gráfico da figura 14, corresponde ao período em que o resíduo se adapta as condições de secagem e a água livre é evaporada, corroborando os resultados de umidade e atividade de água apresentados na tabela 5. Após o ponto B, ocorre o fim do período de taxa de evaporação constante e cada vez menos água está na superfície do sólido para evaporar, tornando a amostra cada vez mais seca. Após o ponto C, a umidade do resíduo diminui até alcançar a umidade de equilíbrio para as condições de temperatura e umidade relativa do ar, cessando assim o processo de secagem com o teor mínimo de umidade, que para o presente trabalho, foi de 13,89%.

Em relação aos resultados do estudo foi observado que a natureza da matéria prima (resíduo de acerola) constituída principalmente de película e polpa remanescente, particulado, contribuiu para a redução dos tempos de secagem em todas as temperaturas avaliadas. Um segundo fator que contribuiu para a redução dos tempos de secagem foi a distribuição e a espessura (0,50 cm) do resíduo sobre as bandejas durante a desidratação.

Um fator importante utilizado neste estudo foi a secagem em tempos inferiores aos encontrados na literatura (tabela 1). Escolha feita para evitar a perda de componentes como os compostos fenólicos, antocianinas e a redução de atividade antioxidante do resíduo de acerola.

Após a desidratação do resíduo foram realizados testes preliminares a fim de determinar a condição ótima para redução de fatores antinutricionais e a mínima perda de compostos fenólicos. A tabela 4 apresenta os resultados encontrados para a quantificação de compostos fenólicos aparentes, antocianinas e taninos condensados (antinutrientes) nas temperaturas avaliadas e para o resíduo úmido. A temperatura considerada ótima devido a diferença significativa ($p > 0,05$) em relação as demais temperaturas estudadas foi a de 65 °C para compostos fenólicos e antocianinas. Com relação aos taninos condensados não houve diferença significativa entre as temperaturas avaliadas, no entanto as concentrações encontradas para todas as temperaturas avaliadas foram significativamente menores, ao nível de 95 % de confiança, quando comparados ao resíduo úmido.

Tabela 4-Teores de compostos bioativos e antinutrientes dos testes preliminares em diferentes temperaturas da farinha de casca de acerola.

Temperatura (°C)	Compostos Fenólicos Aparentes (g 100 g ⁻¹)	Antocianinas (mg 100 g ⁻¹)	Taninos condensados (mg 100 g ⁻¹)
25,0*	3,63 ^a ± 0,18	6,12 ^a ± 0,05	214,20 ^a ± 4,45
45,0	2,39 ^d ± 0,01	1,48 ^c ± 0,05	166,23 ^b ± 8,14
55,0	2,56 ^{cd} ± 0,02	1,39 ^c ± 0,06	165,25 ^b ± 8,23
65,0**	3,03 ^b ± 0,02	1,79 ^b ± 0,09	179,31 ^b ± 4,44
75,0	2,60 ^c ± 0,00	1,48 ^c ± 0,03	159,04 ^b ± 4,44
85,0	2,66 ^{bc} ± 0,03	1,52 ^{bc} ± 0,11	169,95 ^b ± 0,09

Valores em: *temperatura resíduo úmido ** condição ótima.

Valores referentes à média de dois lotes; as médias seguidas por letras iguais na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Tukey (p>0,05). Fonte: Autor (2019).

A acerola possui expressivo teor de compostos fenólicos, e sua coloração têm forte contribuição das antocianinas poliméricas que agem como interferente na determinação de taninos condensados devido a formação de complexos entre suas moléculas, elucidando o comportamento do teor de taninos condensados semelhante ao comportamento dos compostos fenólicos e as antocianinas na condição considerada ótima neste estudo (COSTA, 2011; GIUSTI & WROLSTAD, 2001), somando-se a este fato a própria natureza fenólica do tanino (ROCHA et al, 2011).

5.2. Caracterização físico-química do resíduo de acerola úmido e da farinha de acerola

A tabela 5 exibe os resultados da caracterização físico-química do resíduo de acerola úmido e da farinha produzida a partir deste, verificando os efeitos do tratamento térmico sobre a farinha obtida.

Tabela 5. Caracterização físico-química do resíduo de acerola úmido e da farinha.

Constituintes	Úmido	Farinha
Umidade (%) (b.u)*	82,82 ^a ± 0,7	13,89 ^b ± 2,46
Atividade de água (aw)	0,98 ^a ± 0,00	0,3 ^b ± 0,01
pH	3,51 ^a ± 0,01	3,53 ^a ± 0,01
Acidez (% ácido cítrico)	4,29 ^a ± 0,11	3,41 ^b ± 0,03
Brix°	7,75 ^a ± 0,5	6,0 ^b ± 0,4
Cinzas*	0,64 ^b ± 0,0	3,09 ^a ± 0,22
Proteínas*	2,03 ^b ± 0,35	12,55 ^a ± 0,35
Lipídeos*	1,13 ^b ± 0,38	1,75 ^a ± 0,03
Carboidratos*	13,3 ^b ± 0,7	68,72 ^a ± 2,36
Valor energético (Kcal)	58,1 ^b ± 2,12	340,5 ^a

Valores em: *g 100 g⁻¹; b.u: resultado expresso em base úmida;

Valores referentes à média de dois lotes. As médias seguidas por letras iguais nas linhas não diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Tukey (p>0,05). Fonte: Autor (2019).

O resíduo úmido apresentou valores de umidade e atividade de água relativos a um produto com alto teor de água livre (tabela 5) caracterizando um obstáculo para a conservação do resíduo. Segundo a EMBRAPA, os teores de umidade da acerola podem variar de 89% a 91% dependendo do cultivo nas diferentes regiões brasileiras (BRASIL, 2012). A farinha de resíduo de acerola apresentou valores umidade e atividade de água característicos de um produto desidratado. Após a transformação em farinha, pôde-se verificar uma redução significativa ($p < 0,05$) de 69,9 % do teor de umidade e de 68 % da atividade de água, possibilitando assim uma maior durabilidade do resíduo. Além disso a combinação da temperatura de secagem mais baixa (65 °C), o tempo inferior (150 minutos) e a velocidade do ar (2,20 m/s) durante a desidratação justificam o teor de umidade para a farinha do resíduo de acerola, o que é confirmado pelo decréscimo observado para a atividade de água. Tais condições são importantes pois garantem a estabilidade microbiológica, além de viabilizar o armazenamento do produto em temperatura ambiente, estando dentro da faixa de atividade de água (0 e 0,6) estabelecida para alimentos secos de acordo com Pinho et al. (2011).

Utilizou-se a resolução - CNNPA nº 12, de 1978 da ANVISA elaborada para farinhas como parâmetro para umidade (BRASIL, 1978). Para esta resolução, o teor de umidade considerado máximo para farinhas é de 14%, estando assim o resultado do presente estudo em conformidade com os parâmetros exigidos.

Meneses et al. (2018) avaliou o resíduo úmido e o resíduo desidratado de acerola a 55 °C durante 48 horas, encontrando redução de 86,2 % para umidade e 61,07 % para atividade de água. Nóbrega et al. (2014) também avaliou o resíduo úmido de acerola e o resíduo seco, encontrando redução de 95% para umidade e 59,0% para atividade de água, empregando condições de secagem similares ao presente estudo (60 °C a 180 minutos) confirmando os resultados e a utilização de tempos e temperaturas inferiores para desidratação de resíduos. Pequenas variações observadas entre os resultados da literatura e os resultados apresentados na dissertação são justificados por inúmeros fatores relacionados tanto a origem do resíduo de acerola como a eficiência do processo de desidratação empregados em cada avaliação.

Outros parâmetros físico-químicos avaliados foram acidez e o potencial hidrogeniônico (pH) da acerola. É interessante se avaliar o índice de acidez total e o pH associados. Enquanto o pH expressa a concentração de hidrogênios da solução, o índice de acidez avalia o percentual de ácido orgânicos dissociados. Ambos associados determinam a qualidade e segurança do alimento (COSTA, 2011; BRASIL, 2012).

Os valores do pH do resíduo de acerola úmido apresentadas na tabela 5 não demonstraram diferença significativa ($p > 0,05$) entre as duas condições. Os resultados

caracterizam o resíduo de acerola como muito ácido de acordo com Nóbrega et al. (2014) que também obteve resultados semelhantes para o resíduo de acerola úmido e desidratado.

Em relação a acidez total que foi expressa em % de ácido cítrico, houve diferença significativa ($p > 0,05$) entre o resíduo de acerola úmido e a farinha. De acordo com a CNNPA nº 12, de 1978 da ANVISA para farinhas, o teor de acidez total de referência é 3,0 (BRASIL, 1978), e o do objeto de estudo foi superior indicando a necessidade de se empregar uma etapa de lixiviação parcial do resíduo a fim de garantir um produto em conformidade com a legislação.

Como observado na figura 5, houve redução de 20,5 % da acidez com o emprego da desidratação sobre o resíduo. Isso pode ter ocorrido devido a desidratação causar uma maior degradação de ácido cítrico explicado pela baixa estabilidade durante os processos que utilizam temperaturas elevadas, sendo possível também a conversão desses ácidos em açúcares ou outros compostos (SILVA, et al. 2016).

Complementando o resultado do parâmetro acidez determinou-se o teor de sólidos solúveis (Brix°), os quais são determinantes para avaliar o estado de maturação de frutas. Os açúcares são os principais sólidos solúveis encontrado nas frutas, e aumentam de acordo com a permanência do fruto na planta. Um conteúdo elevado de sólidos solúveis é sinal de uma fruta colhida em um estágio de maturação mais avançado, com todos os compostos responsáveis pelo seu aroma, sabor e características organolépticas, sendo expressa em graus Brix (CEAGESP, 2016).

No estudo encontrou-se conteúdo 20,5 % inferior ($p > 0,05$) de sólidos solúveis na farinha quando comparada ao resíduo úmido.

A composição da acerola pode variar devido a diferentes localizações geográficas, práticas de cultivo, padrões de chuva, exposição a luz solar, traços genéticos e principalmente a fase de maturação (SILVA et al. 2016). De acordo com Sancho et al. (2015) os resíduos de frutas possuem baixo teor de proteína, lipídios e cinzas, sendo os principais compostos os açúcares redutores.

A determinação de cinzas se faz necessária pois revela o teor total de minerais (Na, K, Ca, etc...) presentes na amostra, e farinhas com teores elevados de cinzas exibem elevada capacidade tamponante (MONTEIRO et al., 2019). Com relação a análise de cinzas, o resíduo úmido apresentou um conteúdo significativamente inferior ($p < 0,05$) (tabela 5) ao da farinha de resíduo de acerola a qual apresentou um conteúdo de $3,09 \pm 0,22 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$, sendo semelhante ao teor indicado pela legislação CNNPA nº 12, de 1978 da ANVISA para farinhas de 3,0 g 100 g⁻¹ de cinzas, se assemelhando estatisticamente. O estudo de Aquino et al. (2010)

encontrou resultado ($3,03 \pm 0,09$) semelhante no seu resíduo de acerola desidratado. O teor de cinzas da farinha de resíduo de acerola foi semelhante a média de cinzas em farinhas de trigo (MONTEIRO et al., 2019).

O conteúdo protéico do resíduo úmido foi inferior significativamente ($p < 0,05$) (tabela 5) quando comparado a farinha do resíduo de acerola. Confirmando o achado deste estudo para a farinha de resíduo de acerola, Storck et al. (2015) encontrou conteúdo semelhante de $12,1 \pm 0,3 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$. Sancho et al. (2015) relatou não ter encontrado conteúdo protéico na farinha de resíduo de acerola. O valor protéico encontrado no presente estudo, mostrou uma redução de 91,5 % do tempo utilizado quando comparado ao estudo de Sancho et al. (2015). Desta forma, o tempo utilizado neste estudo certifica que o tempo de secagem é um fator importante para minimizar as perdas de componentes alimentares de importância, garantindo um produto nutricionalmente superior, além de reduzir custos durante o processo de obtenção da farinha. Além desse fato, Moreno (2016) avaliou outros resíduos em relação ao seu conteúdo proteico, encontrando valores de $7,08 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ para a farinha de resíduo de abacaxi e $5,05 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ para a farinha de resíduo de manga, reafirmando o potencial nutricional da farinha de resíduo de acerola em relação ao conteúdo protéico.

Quanto ao conteúdo de lipídios foi encontrado valor significativamente inferior do resíduo úmido se comparado a farinha de resíduo de acerola. Sancho et al. (2015), Abud & Narain (2018) e Silva (2017) alcançaram valores distintos de lipídios para o resíduo desidratado de acerola respectivamente de $2,92 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$, $2,28 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ e $0,87 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$, porém são valores reduzidos desse nutriente. Silva et al. (1999) e Narain et al. (2004) afirmam a importância dos lipídios, o qual é convertida por meio de um catalizador (temperatura) para a formação dos compostos voláteis.

A determinação dos carboidratos é um dado importante para avaliar a aplicação do resíduo em novos produtos, incluindo produtos a base de fermentação (Sancho et al., 2015). A análise de carboidratos foi realizada por diferença e o resultado encontrado para o resíduo úmido como esperado foi inferior ao determinado para a farinha de resíduo de acerola (tabela 5). Em relação o valor de açúcares indicado pela CNNPA nº 12, de 1978 da ANVISA para farinhas ($72,0 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$), a farinha de resíduo de acerola está dentro dos parâmetros exigidos. Na literatura foram encontrados valores superiores para a farinha de resíduo de acerola nos estudos em Silva (2017) ($79,65 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) e Aquino et al. (2010) ($78,97 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$). Lembrando que é necessário considerar a umidade final de cada farinha sobre a variação do conteúdo de carboidratos.

Não foram encontrados valores na literatura referente as análises de cinzas, proteínas, lipídios e carboidratos para o resíduo úmido. Além disso, Pinho et al (2011) avaliou a desidratação do pedúnculo de caju em comparação com o resíduo úmido, destacando que o processo de desidratação concentra os componentes do alimento, justificando o teor elevado no material seco.

5.3. Determinação de compostos fenólicos, antocianinas, atividade antioxidante e de fatores antinutricionais do resíduo de úmido e da farinha de resíduo de acerola

Este estudo tem o caráter de comparar a influência da secagem do resíduo de acerola com a utilização de um controle (resíduo úmido). Os resultados relacionados aos compostos fenólicos, antocianinas, atividade antioxidante e fatores antinutricionais do resíduo úmido de acerola e da farinha desidratada a 65 °C estão apresentados na tabela 6.

Tabela 6- Teores de compostos bioativos, atividade antioxidante e de fatores antinutricionais do resíduo úmido de acerola e da farinha

Determinações	Úmido	Farinha
Compostos fenólicos aparentes (g 100 g ⁻¹)	3,63 ^a ± 0,18	2,95 ^b ± 0,07
Antocianinas (mg 100 g ⁻¹)	6,12 ^a ± 0,05	2,88 ^b ± 0,04
FRAP (μmol 100 g ⁻¹)	41605 ^a ± 1078	43055 ^a ± 4422
ABTS (μmol 100 g ⁻¹)	10721 ^a ± 400	6729,2 ^b ± 97,5
Taninos condensados (mg 100 g ⁻¹)	214,20 ^a ± 4,45	189,51 ^b ± 5,80
Fitatos (g 100 g ⁻¹)	0,61 ^a ± 0,06	0,41 ^b ± 0,03
Saponinas (g 100 g ⁻¹)	0,78 ^a ± 0,01	0,50 ^b ± 0,01
Oxalato (g 100 g ⁻¹)	1,90 ^a ± 0,05	1,35 ^b ± 0,06

Valores referentes à média de dois lotes; as médias seguidas por letras diferentes nas linhas diferem estatisticamente entre si pelo Teste de Tukey (p>0,05).

Uma das principais classes de metabólitos secundários constituintes dos frutos da acerola são os compostos fenólicos, destacando-se as antocianinas. Em relação a determinação dos compostos fenólicos aparentes do resíduo de acerola úmido e da farinha, houve redução significativa de 18,7 % do conteúdo após a secagem do resíduo.

Dentro da classe dos compostos fenólicos encontram-se as antocianinas que são pigmentos responsáveis pela coloração da acerola, sendo profundamente afetadas pelo processamento térmico (RIBEIRO et al., 2018). O resultado da determinação das antocianinas monomérica apresentou um decréscimo significativo (p>0,05) de 52,9 % após o processo térmico, o que demonstra o impacto negativo da desidratação.

Ribeiro et al. (2018) e De Rosso & Mercadante (2007) relatam que as principais antocianinas da acerola não apresentaram grupos acilados que pudessem promover uma maior

estabilidade das antocianinas, assim estando suscetíveis à degradação. Além disso, a baixa estabilidade das antocianinas da acerola tem sido atribuída à alta concentração de ácido ascórbico, ocorrendo a degradação por condensação direta do ácido ascórbico sobre o carbono 4 das antocianinas, o que resulta em perdas de ambos os componentes. Entretanto, mesmo com o impacto negativo da desidratação o resíduo de acerola seco, é uma fonte de antocianinas significativa se comparado a outros resíduos de frutas (goiaba, caju, manga e mamão) (SANCHO et al. 2015).

A atividade antioxidante do extrato do resíduo de acerola foi determinada pelos métodos ABTS e o FRAP. A primeira determinação consiste na captura do radical ABTS•+ [2,2'- azinobis (3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfônico)] e o FRAP determina o poder antioxidante de redução do ferro. Em relação às frutas cítricas, os métodos FRAP e ABTS são frequentemente utilizados para avaliar a atividade antioxidante *in vitro*, recomendando-se a combinação de mais de um método (ZOU et al. 2016). A principal vantagem destes métodos é a rapidez e a simplicidade, mas seus resultados são influenciados por muitos fatores, como a interação de vários compostos bioativos e nutrientes os quais atuam por diferentes mecanismos de ação. Os valores da capacidade antioxidante do resíduo úmido estão dispostos na tabela 6.

Em relação a atividade antioxidante do resíduo de acerola úmido e da farinha pelo método do ABTS, foi encontrada redução significativa ($p > 0,05$) de 37,2 % da atividade antioxidante após a secagem do resíduo. Para o método FRAP ocorreu um leve aumento de 3,48 % da atividade antioxidante, não sendo significativa ($p > 0,05$) em relação ao resíduo úmido.

O efeito do processamento térmico foi mais pronunciado sobre o potencial antioxidante determinado por ABTS indicando que os compostos antioxidantes mais afetados pelo aumento da temperatura e pelo tempo de exposição foram aqueles que desempenham a ação antioxidante via mecanismo de radicais livres. Estes compostos estão representados no percentual de redução do teor de compostos fenólicos aparentes. Por outro lado, compostos que agem como antioxidantes pelos mecanismos de oxi-redução foram pouco ou nada afetados pelas condições térmicas empregadas, apresentando uma leve concentração devido a eliminação da água livre.

Um obstáculo para a comparação dos resultados com a literatura deve-se a variedade de métodos empregados na preparação das amostras e na extração. Alia-se a este fato a escassez de estudos que tenham avaliado o resíduo úmido.

Além dos compostos fenólicos aparentes (flavonóides e antocianinas) presentes nessas farinhas podem ser encontrados antinutrientes. Apesar de alguns desses antinutrientes implicarem em problemas relacionados a saúde, outros podem fornecer benefícios, como o caso dos taninos e das saponinas (MARQUES et al., 2013).

Para determinação do conteúdo de taninos condensados utilizou-se o método da vanilina que complexa com os taninos condensados formando compostos coloridos. Após a desidratação, foi alcançada redução significativa ($p > 0,05$) de 11,52 % do conteúdo de taninos condensados. Esse percentual de redução é importante pois os taninos têm sido relacionados a redução da digestibilidade das proteínas e a má absorção do ferro (UDOMKUN et al. 2019). Não são encontrados na literatura os efeitos tóxicos dos taninos e não existem ingestão diária de referência (DRIs) para a sua ingestão.

Outro parâmetro igualmente importante e avaliado foi o conteúdo dos fitatos, empregando o método baseado na complexometria indireta do ferro (III) com o ácido sulfossalicílico como um indicador do ponto final da titulação. Os valores de fitatos encontrados neste estudo para o resíduo úmido e para a farinha de resíduo de acerola estão apresentados na tabela 6, alcançando uma redução significativa ($p > 0,05$) de 32,8 % após o tratamento térmico.

Não foram encontrados estudos que avaliassem teor de fitatos em resíduo úmido e após a desidratação. Por este fato, o teor de fitatos foi confrontado com estudos que avaliaram apenas o resíduo de acerola seco. O trabalho de Marques et al. (2013) encontrou conteúdo de fitatos ($0,18 \pm 0,04$ g EAF 100 g⁻¹) inferior quando comparado ao presente estudo, além disso foi utilizando a complexometria indireta do ferro (III) com ácido sulfossalicílico, para quantificar os fitatos, porém a determinação propriamente dita empregou espectrofotometria, enquanto a metodologia validada por Romero-Aguilera et al. (2017) foi utilizada no presente estudo empregando a titulação com EDTA.

Os fitatos podem formar complexos muito estáveis e insolúveis com minerais como o cálcio, ferro e zinco, além de quelarem aminoácidos, reduzindo a biodisponibilidade desses nutrientes (UDOMKUN et al. 2019), indicando que a redução do teor de fitatos na amostra de farinha de acerola obtida por nós, pode melhorar a absorção dos metais citados, garantindo um aporte mais seguro destes nutrientes.

Não foi encontrado na literatura o valor da DRI para fitatos no Brasil. No entanto, Nissar et al. (2017) destaca que a DRI para fitatos varia de país para país, destacando entre eles o Reino Unido e os Estados Unidos da América (EUA) com DRI de 631-746 mg/dia, Finlândia com DRI de 370 mg/dia, Itália com 219 mg/dia e Suécia com 180 mg/dia. Na

farinha do resíduo de acerola foi encontrado conteúdo de 410 mg 100g⁻¹, atendendo o preconizado pelas diretrizes do Reino Unido e dos EUA, no entanto ainda seria necessário estudos para padronizar o valor da porção da farinha.

Em relação às saponinas o presente estudo obteve redução significativa (35,9 %, $p > 0,05$) dessa classe de compostos. Dentre os principais efeitos adversos das saponinas estão as alterações na reprodução, crescimento, interação com proteínas, carboidratos e lipídios devido as modificações na permeabilidade da membrana celular, reduzindo a absorção desses nutrientes (MARQUES et al., 2013). Mohan, Tresina & Daffodil (2016) destacam que a maioria das saponinas formam complexos insolúveis com lipídios, com minerais como ferro, zinco e cálcio. Marques et al. (2013) avaliou o conteúdo de saponinas da farinha de resíduo de acerola, encontrando valor inferior (0.26 ± 0.01 g 100⁻¹g). No entanto o tempo de secagem (24 horas) empregado por ele no estudo pode ter contribuído para uma maior redução das saponinas, todavia favorecendo a redução dos compostos fenólicos de interesse para a saúde. Ademais, nenhuma referência à ingestão diária aceitável de saponinas foi encontrada na literatura.

Complementando o estudo dos antinutrientes foi avaliado o conteúdo de oxalato que reduziu-se significativamente (28,9 %, $p > 0,05$) após a secagem do resíduo de acerola, fato importante visto que o oxalato está presente na maioria dos alimentos de origem vegetal e tem forte afinidade pelo íon Ca²⁺ oriundo da alimentação, formando complexos estáveis, reduzindo o teor de Ca²⁺ disponível para absorção (GORDIANO et al. 2014). Em relação a DRI para o oxalato não foram encontradas diretrizes brasileiras.

Por outro lado, uma pesquisa desenvolvida pela Associação Canadense de Urologia utilizando uma diretriz sobre a avaliação e gestão médica do paciente renal, relacionou a importância do oxalato no desenvolvimento de litíase renal, destacando a nefrolitíase cálcica (85 % do total das litíases renais), e recomendando a suplementação do cálcio conjuntamente com as refeições, visando garantir que o oxalato será complexado e excretado, mantendo quantidades significativas do íon cálcio disponíveis para absorção (DION et al. 2016). Neste sentido a redução dos níveis de oxalato em alimentos de origem vegetal processados, como é o caso da farinha de resíduo de acerola, contribui para biodisponibilidade do íon cálcio. Pela presença de oxalato em farinhas de resíduo, o consumo delas devem ser cuidadosamente considerados para pacientes com doenças renais, limitando a ingestão total de oxalato (50-60 mg / dia) (MASSEY et al., 2001; UDOMKUN et al. 2019). Desta forma a farinha de resíduo de acerola com teor de oxalato reduzido, obtida no presente trabalho, é segura para consumo humano, inclusive para pacientes com doenças renais.

Outro aspecto relevante a se considerar, o qual valoriza os resultados de redução de antinutrientes apresentados no presente estudo, está relacionado a necessidade de se ter especial controle sobre a dieta infantil, visto que do ponto de vista nutricional, a infância é a fase que necessita de maiores aportes dos minerais cálcio e ferro (LEAL et al. 2010). Assim sendo, o emprego de um percentual de farinha de resíduo de acerola, processado nas condições determinadas em nosso trabalho, poderia ser utilizada na formulação de alimentos com apelo infantil, fornecendo compostos funcionais presentes na farinha com baixo teor de antinutrientes.

Outro grupo que poderia se beneficiar do consumo da farinha de resíduo de acerola é composto por consumidores vegetarianos e veganos, os quais teriam acesso as funcionalidades ofertadas pela farinha com menores aportes de fatores antinutricionais.

5.4. Determinação da qualidade microbiológica da farinha de resíduo de acerola

A resolução da CNNPA nº 12, de 1978 da ANVISA estipula parâmetros microbiológicos para se determinar a adequabilidade do produto para consumo humano. Com o intuito de verificar se o produto apresentado está em acordo com a legislação vigente foram realizadas as análises microbiológicas da farinha do resíduo de acerola, conforme a pode ser observada na tabela 7. Os resultados da tabela 7 indicam que a farinha de resíduo de acerola atendeu a CNNPA nº 12, de 1978 da ANVISA, apresentando qualidade microbiológica adequada e estando apta a ser inserida na alimentação humana.

Tabela 7- Resultados das análises microbiológicas da farinha de resíduo de acerola.

Microrganismo	Contagem	Conformidade
Contagem de mesófilos padrões em placas	$3,5 \times 10^5$ UFC/g	Conforme
Coliformes termotolerantes	<3NMP/g	Conforme
<i>Salmonelas sp.</i>	ausência em 25g	Conforme
Bolores e leveduras	$1,9 \times 10^2$ UFC/g	Conforme
<i>Bacillus cereus</i>	1×10 UFC/g	Conforme

*NMP: número menos provável. Resultados referentes à dois lotes. Fonte: Autor (2019).

Nota: devido a inviabilidade técnica não foi possível realizar as análises de *Staphylococcus aureus* e *Clostrídios* sulfito redutores (a 44°C).

Foram realizados os teste confirmativos para a presença de *Bacillus cereus* nas amostras. Os testes utilizados foram de crescimento rizóide e de motilidade, apresentando ausência de *Bacillus cereus*.

Estes resultados confirmam as boas práticas de fabricação utilizadas pela indústria processadora de polpas de frutas e mantida pelos pesquisadores que desenvolveram a farinha. Um dos fatores de destaque para a qualidade microbiológica é em relação ao pH, cuja faixa de pH para desenvolvimento de microrganismos varia de 5 a 8 (Storck et al., 2015). No presente estudo foi encontrando valor de pH (3,53) adequado para inibição do crescimento de microrganismos.

5.5. Determinação dos compostos voláteis

O aroma do resíduo úmido e da farinha de acerola foram avaliados a partir do perfil de compostos voláteis destas. Os compostos detectados e identificados para amostras de resíduo úmido e farinha de resíduo de acerola estão expostos na tabela 8 e 9, respectivamente, e foram denominados em língua inglesa como previsto pela IUPAC (International Union of Pure and Applied Chemistry).

Em relação aos compostos majoritários presentes no resíduo úmido predominam os ésteres como *4-Pentenyl butyrate*, *Ethyl caproate* e *Ethyl octanoate*, representando 39% do total de compostos presentes, seguidos dos álcoois como *1-Octen-3-ol* e *1, 4,4,7a-Tetramethyl-2,4,5,6,7,7a-hexahydro-1H-indene-1,7-diol* com aproximadamente 18 % do total, sendo o *1-Octen-3-ol* pertencente aos compostos chaves que caracterizam o aroma da fruta acerola (NOGUEIRA et al., 2018). Além deste álcool, compostos como *Nonanal*, *(E)- β -ocimene*, *(E)-2-hexenal* foram detectados no resíduo úmido e pertencem ao conjunto de compostos chaves do aroma da acerola (NOGUEIRA et al., 2018).

Tais resultados indicam que o resíduo úmido conserva características aromáticas da fruta *in natura*, principalmente devido a presença de compostos como ésteres e álcoois que contribuem para o sabor e aroma da acerola. Salienta-se que a resposta sensorial de aroma não está vinculada a concentrações elevadas do composto na amostra, podendo componentes de menor concentração serem os mais impactantes (PARKER, 2015).

Tabela 8. Compostos voláteis encontrados no resíduo úmido de acerola.

	Compostos	IRL _{Calc.}	IRL _{Liter.}	Área (%)
1	Pentanal	984	974	0,195
2	Ethyl butanoate	1069	1052	0,638
3	Hexanal	1150	1111	1,457
4	3-Hexenal	1180	1176	0,454
5	Limonene	1194	1204	0,099
6	2-Hexenal, (E)-	1219	1222	2,772
7	Methyl caproate	1227	1219	2,718
8	β -cis-Ocimene	1255	1237	0,192
9	Heptanal	1264	1284	0,064
10	ND	1280	*	0,193
11	Ethyl caproate	1287	1267	13,452
12	4-Pentenyl butyrate	1303	1305	22,128
13	1-Hexanol	1344	1339	2,589
14	3-Hexenoic acid, ethyl ester	1355	1345	0,146
15	4-Hexen-1-ol, acetate	1363	1346	0,203
16	3-Hexen-1-ol, (Z)-	1373	1371	1,226
17	2-Hexen-1-ol, (E)-	1384	1388	1,807
18	Ethyl heptanoate	1393	1373	0,651
19	Nonanal	1397	1400	0,920
20	Ethyl octanoate	1401	1404	4,214
21	3-Methyl-3-butenyl isovalerate	1409	1379	0,522
22	3-Octanol	1414	1427	2,491
23	3-Butenoic acid, 3-methyl-, (3-methyl-3-butenyl) ester	1423	1434	0,254
24	cis-3-Hexenyl butyrate	1436	1429	1,074
25	5-Hepten-2-one, 6-methyl-	1436	1441	0,318
26	trans-2-Hexenyl Butyrate	1440	1461	0,355
27	Ethyl cis-4-octenoate	1449	*	0,287
28	1-Octen-3-ol	1450	1456	13,789
29	2-Octenal, (E)-	1467	1468	0,149
30	Hexyl butanoate	1494	1473	1,012
31	3-Methylbut-3-enyl (E)-2-methylbut-2-enoate	1501	1519	0,441
32	Benzaldehyde	1509	1508	0,297
33	Hexanoic acid, 4-pentenyl ester	1517	*	9,806
34	3-Methyl-2-butenyl hexanoate	1562	1571	0,264
35	Linalol	1571	1566	0,589
36	Caryophyllene	1576	1577	0,590
37	1,4,4,7a-Tetramethyl-2,4,5,6,7,7a-hexahydro-1H-indene-1,7-diol	1644	1631	4,081
38	β -Cyclocitral	1649	1638	1,039
39	Sesquicineole	1730	1733	1,013
40	Ethyl (2E,4Z)-2,4-nonadienoate	1828	*	0,457
41	Isomethyl- α -ionol	1844	1848	0,761
42	α -Ionone	1884	1879	0,674
43	2-Butanol, 4-(2,2-dimethyl-6-methylenecyclohexylidene)-	1898	*	0,298
44	trans-Geranylacetone	1916	1877	0,294

45	3-Methyl-3-butenyl benzoate	1938	1933	0,147
46	trans- β -Ionone	1970	1953	2,880

*: Não encontrado na literatura.

IRL_{Liter.} – obtidos a partir de bases *on line* como NIST, Flavor net, Pherobase, Pubchem e ChemSpider.

Na composição de voláteis provenientes da farinha de resíduo da acerola observa-se que o *4-Pentenyl butyrate*, majoritário no aroma do resíduo úmido, foi drasticamente reduzido, passando a representar aproximadamente 9 %, cedendo lugar a elevação da concentração do *Tetramethyl-2,4,5,6,7,7a-hexahydro-1H-indene-1,7-diol* (24,5 %) que passa a ser o componente majoritário. Ou seja, a desidratação do resíduo a 65 °C, reduziu os ésteres e incrementou a presença dos álcoois. Tal comportamento era esperado uma vez que os ésteres são significativamente mais voláteis.

Outra classe de compostos voláteis que ganhou destaque no aroma da farinha foram os aldeídos, presentes no aroma do resíduo úmido, mas em percentuais menores que 2 %. Os compostos *Hexanal*, *(E)- 2-Hexenal*, e *Nonanal*, somados, representam aproximadamente 23 %. Tal efeito pode ser atribuído a oxidação parcial da fração lipídica somado a ocorrência de reação de Maillard, pois em ambas há formação de aldeídos nas etapas finais de reação. Todavia, o aumento da concentração dos aldeídos chaves do aroma de acerola no perfil de voláteis da farinha, não é necessariamente um fator positivo, pois podem levar a saturação do olfato e ao surgimento do *Off Flavor*, visto que há um limite de percepção olfativa (PARKER, 2015).

Complementando as observações acerca das alterações do aroma em função do processamento térmico, observa-se a diminuição ao redor de 40 % no número total de compostos voláteis identificados para a farinha, indicado que houve uma redução na complexidade do aroma com a exposição da matriz a temperatura de 65 ° C por 2 horas. Todavia, a farinha manteve no perfil aromático compostos importantes em termos bioativos, como *Linalol* que acrescenta notas florais e cítricas ao aroma e exerce atividade antimicrobiana (BUETTNER, 2017), e o *Caryophyllene* que apresentam propriedades anticancerígenas e analgésicas (FIDYT et al., 2016), além de contribuir para o aroma com notas amadeiradas (EL-SHEMY, 2017).

Tabela 9. Compostos voláteis identificados na farinha de resíduo de acerola.

	Compostos	IRL_{Calc.}	IRL_{Liter.}	Área (%)
1	Hexanal	1053	1066	6,322
2	3-Hexanal	1183	1205	0,759
3	D-Limonene	1195	1204	1,414
4	2-Hexenal, (E)-	1220	1222	5,418
5	Furan, 2-pentyl-	1232	1231	0,813
6	Octanal	1281	1280	2,957
7	Ethyl hexanoate	1288	1248	1,728
8	1-Octen-3-one	1288	1283	0,958
9	4-Pentenyl butyrate	1302	1305	2,706
10	6-Methyl-5-heptene-2-one	1337	1339	1,852
11	Nonanal	1397	1400	11,871
12	Ethyl caprylate	1401	1404	3,167
13	2-Octenal, (E)-	1467	1468	0,915
14	Benzaldehyde	1509	1508	2,365
15	4-Pentenyl hexanoate	1516	1510	9,569
16	Linalol	1573	1566	2,179
17	Caryophyllene	1576	1577	2,309
18	1,4,4,7a-Tetramethyl-2,4,5,6,7,7a-hexahydro-1H-indene-1,7-diol	1644	1631	24,535
19	β -Cyclocitral	1649	1638	5,244
20	Benzeneacetaldehyde	1693	1659	0,849
21	Octanoic acid, 3-methylbut-2-enyl ester	1738	1759	0,525
22	β -Damascenone	1780	1792	0,977
23	2-Buten-1-one, 1-(2,6,6-trimethyl-1-cyclohexen-1-yl)-	1799	1815	0,665
24	5,9-Undecadien-2-one, 6,10-dimethyl-	1816	1864	1,351
25	α -Ionone	1884	1879	0,859
26	2-Butanol, 4-(2,2-dimethyl-6-methylenecyclohexylidene)-	1944	*	0,811
27	β -Ionone	1970	1953	6,882

*: Não encontrado na literatura.

IRL_{Liter.} – obtidos a partir de bases *on line* como NIST, Flavor net, Pherobase, Pubchem e ChemSpider.

6. CONCLUSÃO

O presente trabalho obteve resultados significativos relacionados a obtenção da farinha de resíduo de acerola proveniente da indústria processadora de polpa de frutas. A caracterização do perfil da matéria prima apresentou resultados correspondentes em média ao encontrado na literatura, destacando-se os teores de umidade, pH, sólidos solúveis e acidez. A condição ótima de processamento para obtenção da farinha foi a 65°C durante 2 horas, apresentando redução de 18,7 % dos teores de compostos fenólicos aparentes. Os resultados para a farinha do resíduo de acerola apresentaram-se de acordo com os parâmetros exigidos pela legislação, ressaltando o conteúdo de cinzas, umidade e acidez, além de compreender um teor de proteína considerável para um produto de origem vegetal. Após a desidratação houve perdas nos teores de compostos fenólicos aparentes e de atividade antioxidante, mas estas foram menores que a redução dos teores de antinutrientes, os quais chegaram a redução de 35,9 %. Com o processamento térmico a 65°C, a farinha de resíduo da acerola apresentou alterações nos compostos majoritários do aroma, no entanto foram preservados compostos bioativos importantes do aroma. Em relação os padrões microbiológicos estabelecidos pela legislação brasileira a farinha esteve em conformidade para o consumo humano. Frente a estes resultados, o resíduo de acerola desidratado apresentou-se como uma fonte de antioxidantes alternativa com reduzido impacto antinutricional, podendo ser incorporada como ingrediente nas formulações de novos produtos alimentares. Aliando-se a isso, agrega a redução do impacto ambiental gerado pelos resíduos da indústria de polpa de frutas.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS E TRABALHOS FUTUROS

Um impasse encontrado na literatura foram as diversas metodologias utilizadas para a determinação dos antinutrientes, destacando a importância sobre estudos mais aprofundados para essas determinações, visando a validação analítica destas.

Outra limitação verificada na literatura relaciona-se a falta de valores de referência para a ingestão dos antinutrientes, em especial na legislação brasileira.

REFERÊNCIAS

- ABUD, A. K. S., & NARAIN, N. Characterization and alternatives to use acerola residue. **Acta Horticulturae**. p. 145–154, 2018.
- ABUD, A. K S; NARAIN, N. Incorporação da farinha de resíduo do processamento de polpa de fruta em biscoitos: uma alternativa de combate ao desperdício. **Brazilian Journal of Food Technology**. v. 12, n. 4, p. 257-265, 2009.
- AKANDE, K.E., DOMA, U.D, AGU, H.O., ADAMU, H.M. Major antinutrients found in plant protein sources: their effect on nutrition. **Pakistan Journal of Nutrition**, v.9, n.8, p.827-832, 2010.
- ALMEIDA, S.D.S.; ALVES, W.A.L.; ARAUJO, S.A.D.; SANTANA, J.C.C.; NARAIN, N. SOUZA, R.R.D. Use of simulated annealing in standardization and optimization of the acerola wine production. **Food Science Technology Campinas**, v. 34, n. 2, p. 292–297, 2014.
- ALVES, C.Q.; DAVID, J.M.; DAVID, J.P.; BAHIA, M.V.; AGUIAR, R.M. Métodos para determinação de atividade antioxidante in vitro em substratos orgânicos. **Química Nova**, v. 33, p. 2202-2210, 2010.
- AMORIM, Q. S. **Resíduos da indústria processadora de polpas de frutas: capacidade antioxidante e fatores antinutricionais**. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais) – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia. Itapetinga,BA, 2016.
- ANGELO, P. M.; JORGE, N. Compostos fenólicos em alimentos – Uma breve revisão. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v. 66, p. 1-9, 2007.
- AOAC. Total Monomeric Anthocyanin Pigment Content of Fruit Juices, Beverages, Natural Colorants, and Wines. **Official Method 2005.02**, 2005.
- AQUINO, A. C. M. S.; MÓES, R.S.; LEÃO, K. M. M.; FIGUEIREDO, A. V. D.; CASTRO, A. A. Avaliação físico-química e aceitação sensorial de biscoitos tipo cookies elaborados com farinha de resíduos de acerola. **Revista Instituto Adolfo Lutz**, v. 69, n. 3, p. 379-386, 2010.
- ARAÚJO, E. J. S. **Efeito do resíduo do processamento do pedúnculo do caju na estabilidade oxidativa de duas diferentes matrizes alimentares**. – Dissertação (Mestrado em Ciência Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal de Sergipe. São Cristóvão, SE, 2016.
- ARAÚJO, M. E. M. **Química dos Produtos Naturais Flavonóides**. DQB. Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa. 2009.
- ASSIS, S. A.; LIMA, D. C.; OLIVEIRA, O. M. M. F. Activity of pectinmethylesterase, pectin content and vitamin C in acerola fruit at various stages of fruit development. **Food Chemistry**, v. 74, p. 133-137, 2001.
- ASSOCIATION OF OFFICIAL ANALYTICAL 2. CHEMISTRY. **Official methods of analysis**, 16th ed. Washington, DC, 1995.
- BELWAL, T.; DEVKOTA, H. P.; HASSAN, H.; AHLUWALIA, S.; RAMADAN, F. M.; MOCAN, A.; ATACASOV, A. G. Phytopharmacology of Acerola (*Malpighia* spp.) and its potential as functional food. **Trends in Food Science & Technology**, v. 74, p. 99-106, 2018.

- BESSA, T.; TERRONES M.G.H.; SANTOS, Q. Avaliação fitotóxica e identificação de metabólitos secundários da raiz de *Cenchrus echinatus*. **Horizonte Científico**, v. 1, p.1-17, 2007.
- BENEVIDES, C. M. J.; SOUZA, M. V.; SOUZA, R. D. B. E.; LOPES, M. V. Fatores antinutricionais em alimentos: revisão. **Segurança Alimentar e Nutricional**, v.18, n.2p. 67-79, Campinas, SP, 2011.
- BENZIE, I. F. F.; STRAIN, J. J. The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of antioxidant power: The FRAP Assay. **Analytical Biochemistry**, v. 239, p. 70-76, 1996.
- BICAS, J. L.; MOLINA, G.; DIONÍSIO, A. P.; BARROS, F. F. C.; WAGNER, R.; MARÓSTICA, M. R.; PASTORE, G. Volatile constituents of exotic fruits from Brazil. **Food Research International**, v. 44, n. 7, p. 1843–1855, 2011.
- BOROSKI, M.; VISENTAINER, J.V.; COTTICA, S.M.; MORAIS, D.R. **Antioxidantes: princípios e métodos analíticos**, 1.ed. Appris. v.1, p.141, 2015.
- BRASIL. **Agência Nacional de Vigilância Sanitária**. Resolução - Comissão Nacional de Normas e Padrões para Alimentos (CNNPA). nº 12, de 1978.
- BRASIL. Instituto Adolfo Lutz (IAL). **Métodos físico-químicos para análise de alimentos**. 1.ed. Brasília: Ministério da Saúde, p. 1015, 2008.
- BRASIL. Lei 11.346 de 15 de setembro de 2006. **Dispõe sobre o Sistema Nacional de Segurança Alimentar e Nutricional**. Brasília, DF, 2006.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Metodologia Científica: Determinação da Atividade Antioxidante Total em Frutas pela Captura do Radical Livre ABTS+**. Comunicado Técnico, 128, 2007.
- BRASIL. **Plantar acerola - A cultura da acerola**. Embrapa. v.3, Brasília, DF, 2012.
- BRASIL. Portaria n. 554, de 30 de agosto de 1995. **Norma de identidade, qualidade, apresentação, embalagem, armazenamento e transporte da farinha de mandioca**. Diário Oficial da República Federativa do Brasil, Brasília, DF, 01 set. 1995.
- BROADHURST, R. B.; JONES, W. T. Analysis of condensed tannins using acidified vanillin. **Journal of Science of Food and Agriculture**, London, v. 29, p. 788-794, 1978.
- BUETTNER, A. (ed) **Springer Handbook of Odor**, 1. ed, 2017.
- CAETANO, A. C. S. **Potencial antioxidante de extratos de resíduos de acerolas (*Malpighia Emarginata* d.c.) em diferentes sistemas modelos e na estabilidade oxidativa do óleo de soja**. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Ciências Domésticas, Recife, PE, 2009.
- CAMPOS, A. F. L.; TORRES, A. P.; LOPES, E. M.; CARVALHO, R. B. N.; FREITAS, R. M.; NUNES, L. C. C. Identificação e análise dos fatores antinutricionais nas possíveis interações entre medicamentos e alimento/nutrientes em pacientes hospitalizados. **Einstein**, v. 9, p. 319-325, 2011.

CARLI, L.; ROSSO, N. D.; SCHNITZLER, E.; CARNEIRO, P. I. B. Estudo da estabilidade do complexo ácido fítico e o íon Ni(II). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.26, n.1, p.19-26, 2006.

CARVALHO, E. B. **Estudos da interação entre proteínas e taninos: Influência da presença de polissacarídeos**. Tese de doutorado. Faculdade de Ciências da Universidade do Porto. Porto, 2007.

CASARIN, F.; MENDES, C. E.; LOPES, T. J.; MOURA, N. F. Planejamento experimental do processo de secagem da amora-preta (*Rubus sp.*) para a produção de farinha enriquecida com compostos bioativos. **Brazilian Journal of Food Technology**, Campinas, v. 19, 2016.

CASTEJON, F.J. **Taninos e Saponinas**. Seminários Aplicados do Programa de Pós-graduação em Ciência Animal da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal de Goiás, p.29, 2011.

CEAGESP – Companhia de Entrepósitos e Armazéns Gerais de São paulo. Centro de Qualidade, Pesquisa e Desenvolvimento. **A medida de doçura das frutas**. Cartilha técnicas 08. p. 17, São Paulo, 2016.

CELESTINO, S. **Princípios de secagem de alimentos**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, p.51, 2010.

CHEOK, C. Y.; CHIN, N. L.; YUSOF, Y. A.; TALIB, R. A.; LAW, C. L. Optimization of total monomeric anthocyanin (TMA) and total phenolic content (TPC) extractions from mangosteen (*Garcinia mangostana* Linn.) hull using ultrasonic treatments. **Industrial Crops and Products**, v. 50, p. 1–7, 2013.

CIPRIANO, P. A. **Antocianinas de açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) e casca de jabuticaba (*Myrciaria jaboticaba*) a formulação de bebidas isotônicas**. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Viçosa, MG, 2011.

COSTA, A. O. **Efeito da pasteurização na qualidade e no teor de antioxidantes naturais em polpa de frutas tropicais – acerola (*Malpighia emarginata* L.) e caju (*Anacardium occidentale* L.)**. Dissertação (Mestrado em Ciência e tecnologia dos Alimentos), São Cristóvão-SE, 2011.

COSTA, D. O.; CARDOSO, G. R.; SILVA, G. M. V. A evolução do setor produtivo e comercialização de polpa de fruta no brejo paraibano: estudo de caso na coaprodes. In: XXXIII ENCONTRO NACIONAL DE ENGENHARIA DE PRODUÇÃO: **A gestão dos processos de produção e as parcerias globais para o desenvolvimento sustentável dos sistemas produtivos**. Salvador-BA, 2013.

COSTA, G.E.; QUEIROZ-MONICI, K.; REIS, S.M.P.M.; OLIVEIRA, A.C. Chemical composition, dietary fibre and resistant starch contents of raw and cooked pea, common bean, chickpea and lentil legumes. **Food chemistry**, v.94, p. 327–330, 2006.

CRUZ, R. G. DA. **Atividade antioxidante de extratos vegetais: estudo das condições de extração e aplicação em sistema lipídico**. Dissertação (Mestrado em Ciências). Universidade de São Paulo Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”. Piracicaba, SP, 2014.

- DELVA, L.; SCHNEIDER, R.G. Antioxidant activity and antimicrobial properties of phenolic extracts from acerola (*Malpighia emarginata* D.C.) fruit. **International Journal of Food Science & Technology**, v. 48, p. 1048–1105, 2013.
- DE OLIVEIRA, A. C.; VALENTIM, I. B.; SILVA, C. A.; BECHARA, E. J. H.; BARROS, M. P.; MANO, C. M.; GOULART, M. O. F. Total phenolic content and free radical scavenging activities of methanolic extract powders of tropical fruit residues. **Food Chemistry**, v. 115, n. 2, p. 469–475, 2009.
- DE ROSSO, V. V.; MERCADANTE, A. Z. The high ascorbic acid content is the main cause of the low stability of anthocyanin extracts from acerola. **Food Chemistry**, v. 103, n. 3, p. 935–943, 2007.
- DEWICK, P.M. **Medicinal natural products: a biosynthetic approach**. 3ed. Londres: John Wiley e Sons. 2009.
- DION, M.; ANKAWI, G.; CHEW, B.; PATERSON, R.; SULTAN, N.; HODDINOTT, P.; HAZVI, H. CUA guideline on the evaluation and medical management of the kidney stone patient - 2016 update. **Canadian Urological Association Journal**, v. 10, p. 11-12, 2016.
- DOWNES, F. P.; ITO, K. **Compendium of methods for the microbiological examination of foods**. 4.ed. Washington: American Public Health Association, 676p, 2001.
- DUARTE-ALMEIDA, J. M.; SANTOS, R. J.; GENOVESE, M. I.; LAJOLO F. M. Avaliação da atividade antioxidante utilizando sistema β -caroteno/ácido linoléico e método de sequestro de radicais DPPH•. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, Campinas, v. 26. n.2, p.446-452, abr/jun, 2006.
- DYE, W.B. Chemical Studies on *Halogeton glomeratus*. **Weeds**. v. 4, n.1, p. 55-60, 1956.
- EL-SHEMY, H. **Active Ingredients from Aromatic and Medicinal Plants**, 1ed., Editora:SPI Golbal, Croácia, 2017.
- FAO - Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura. Corporate Document Repository. **Crop Prospects and Food Situation**, n. 4, 2008.
- FALADE, O. S.; DARA, A. F.; BELLO, M. O.; OSUNTOGUN, B. O; ADEWUSI S. R. A. Varietal changes in proximate composition and the effect of processing on the Ascorbic acid content of some Nigeria vegetables. **Journal of Food**, v.2, p.103-108, 2004.
- FERREIRA, M. F. P.; PENA, R. S. Estudo da secagem da casca do maracujá amarelo. **Revista Brasileira de Produtos Agroindustriais**, Campina Grande, v. 12, n. 1, p. 15-28, 2010.
- FIDYT, K.; FIEDOROWICZ, A.; STRZĄDAŁA, L. E SZUMNY, A. β -caryophyllene and β -caryophyllene oxide—natural compounds of anticancer and analgesic properties, **Cancer Medicine**, v. 5, n. 10, p. 3007–3017, 2016.
- FIGUEIRA, G.M1.; SILVA, F.; MAGALHÃES, P.M.; PARK, K.J. Estudo da umidade de equilíbrio de duas espécies de plantas do gênero *Phyllanthus* após secagem para o armazenamento. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 14, n. 1, p. 22-24, 2004.
- FOOD INGREDIENTS BRASIL. Dossiê Alimentos Desidratados. **Food Ingredients Brasil** Nº 26. p. 14, 2013.

FUMAGALI, GONÇALVES, R.A.C.; MACHADO, M.F.P.S.; VIDOTE, G.J.; OLIVEIRA, A.J.B. Produção de metabólitos secundários em cultura de células e tecidos de plantas: o exemplo dos gêneros *Tabernaemontana* e *Aspidosperma*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, n. 4, p. 627-641, 2008.

GARCIA, A.A.; CARRIL, E.P.U. Metabolismo secundário de plantas. **Reduca (Biologia). Serie Fisiología Vegetal**, v. 2, p. 119-145, 2009.

GARCIA, D. M.; ALENCAR, U. R. de; MOTA, B. G.; BORGES, I. R. E SOUZA, P. O. de. Determinação de características tecnológicas de farinhas produzidas a partir de resíduos de polpas de mamão, melão e goiaba e sua utilização na elaboração de biscoitos tipo cookies. **ScientiaTec: Revista de Educação, Ciência e Tecnologia do IFRS**, v.4, n.1, p.29-41, 2017.

GARCÍA-VILLANOVA, R.; GARCIA-VILLANOVA R. J.; DE LOPE, C. R. Determination of phytic acid by complexometric titration of excess of iron (III). **Analyst** v. 107, p. 1503–1506, 1982.

GARCÍA, Y. M.; RUFINI, J. C. M.; CAMPOS, M. P.; GUEDES, M. N. S; AUGUSTI, R.; MEL, J. O. F. SPME Fiber Evaluation for Volatile Organic Compounds Extraction from Acerola. **Journal of the Brazilian Chemical Society**, v. 30, n. 2, p. 247-255, 2019.

GIUSTI, M. M.; WROLSTAD, R. E. Characterization and measurement with UV-visible spectroscopy. **Current protocols in food analytical chemistry**, 2001.

GOLEMANOV, K.; TCHOLAKOVA, S.; DENKOV, N.; PELAN, E.; STOYANOV, S. D. Surface Shear Rheology of Saponin Adsorption Layers. **Langmuir**, v.28, n.33, p.12071-12084, 2012.

GORDIANO, E. A.; TONDIN, L. M. MIRANDA, R. C.; BAPTISTA, D. R.; CARVALHO, M. Avaliação da ingestão alimentar e excreção de metabólitos na nefrolitíase. **Jornal Brasileiro de Nefrologia**, v. 36, n. 4, p. 437-445, 2014.

GUIL, J.L. et al. Oxalic acid and calcium determination in wild edible plants. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.44, n.7, p.1821-1823, 1996.

GRIFFITHS, D. W.; BIRCH, A. N. E.; HILLMAN, J. R. Antinutritional compounds in the *Brassicaceae*: analysis, biosynthesis, chemistry and dietary effects. **Journal of Horticultural Science and Biotechnology**, v.73, n.1, p.1-18, 1998.

HALLIWELL, B. e GUTTERIDGE J.M.C. **Free radicals in biology and medicine**, Oxford University Press, 1999.

HAN, O. FAILLA, M. L.; HILL, D. A.; MORRIS, E. R.; SMITH, J. C. Inositol phosphates inhibit uptake and transport of iron and zinc by a human intestinal cell line. **Journal of Nutrition**, v.124, n.4, p.580-587, 1994.

HUANG, D.; OU, B.; PRIOR, R. L. The chemistry behind antioxidante capacity assays. **Journal of Agricultural and food Chemistry**, v. 53, n. 6, p.1841-1856, 2005.

JAY, J.M. **Microbiología moderna de los alimentos**. Editorial Acribia, S.A., 3ªed., 1992.

- KAUR, S.; SHARMA, S.; DAR, B.; SINGH, B. Optimization of process for reduction of antinutritional factors in edible cereal brans. **Food Science and Technology International**, v.18, p.445-454, 2012.
- KHATTAB, R.; GOLDBERG, E.; LIN, L.; THIYAM, U. Quantitative analysis and free-radical-scavenging activity of chlorophyll, phytic acid, and condensed tannins in canola. **Food Chemistry**, v. 122, n. 4, p. 1266-1272, 2010.
- KHODDAMI, A.; WILKES, M.A.; ROBERTS, H. Thecniques for analysis of plant phenolic compounds. **Molecules**, v. 18, p. 2328-2375, 2013.
- KWIATKOWSKI, A.; COIMBRA, P.S.; SOUZA, G.S.; COSTA, C.C.O.; PEREIRA, Q.D.; MINAS, R.S. Influência dos processos de desidratação nos compostos bioativos em polpa de noni (*Morinda citrifolia*). **XXV Congresso Brasileiro de Ciência e Tecnologia de Alimentos**. Gramado/ RS, 2016.
- LA FUENTE, C. I. A., ZABALAGA, R. F. & TADINI, C. C. Combined effects of ultrasound and pulsed-vacuum on air-drying to obtain unripe banana flour. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 44, p.123-130, 2017.
- LEAL, A.S.; GONÇALVES, C.G.; VIEIRA, I.F.R.; CUNHA, M.R.R.; GOMES, T.C.B.; MARQUES, F.R. Avaliação da concentração de minerais e dos fatores antinutricionais fitato e oxalato em multimisturas da Região Metropolitana de Belo Horizonte/MG. **Nutrire: Revista da Sociedade Brasileira de Alimentação e Nutrição**, v.35, n.2, p.39-52, 2010.
- LEIDENS, N. **Extração, Purificação e Fracionamento das Antocianinas do Bagaço de Uva**. Trabalho de Conclusão de Curso – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.
- MACHADO, L. M. M.; NASCIMENTO, R.; ROSA, G. S. Impacto do processo de secagem no conteúdo de compostos bioativos presentes nas folhas de oliveira (*Olea europaea*). **XX Congresso Brasileiro de Engenharia Química**. Florianópolis, p. 1-8, 2014.
- MADIGAN, M.T.; MARTINKO, J.M.; PARKER, J. **Microbiologia de Brock**. 10.ed. São Paulo: Prentice Hall, 2004.
- MAKKAR, H.P.S.; SIDDHURAJU. P.; BECKER, K. **Methods in molecular biology: Plant secondary metabolites**. Humana Press Inc, v. 393, p. 93-100, 2007.
- MANIYAN, A.; JOHN, R.; MATHEW, A. Evaluation of Fruit Peels for Some Selected Nutritional and Anti-Nutritional Factors. **Emergent Life Sciences Research**, v.1, n.2, p.13-19, 2015.
- MARQUES, T.R.; CORRÊA, A. D.; LINO, J.B.R; ABREU, C.M.P.; SIMÃO, A.A. Chemical constituents and technological functional properties of acerola (*Malpighia emarginata* DC.) waste flour. **Food Science and Technology**, v.33, p.526-531, 2013.
- MARQUES, T. R.; CORRÊA, A. D. DE CARVALHO, A. P.; SIMÃO, A.A. PINHEIRO, A. C. M.; RAMOS, V.O. Cereal bars enriched with antioxidant substances and rich in fiber, prepared with flours of acerola residues. **Journal of Food Science & Technology**, v. 52, n. 8, p. 5084-5092, 2015.

MARQUES, T. Z. **Aproveitamentos tecnológico de resíduos de acerola: farinhas e barra de cereais**. Dissertação (Mestrado em Agroquímica). Universidade Federal de Lavras. Lavras - MG, 2013.

MASSEY, L.K. Food oxalate: factors affecting measurement, biological variation, and bioavailability. **Journal of the American Dietetic Association**, v.107, n.7, p.1191-1194, 2007.

MASSEY, L.K.; PALMER, R.G.; HORNER, H.T. Oxalate content of soybean seeds (Glycine max: Leguminosae), soya foods, and other edible legumes. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 49, p. 4262-4266. 2001.

MENESES, V. P.; SILVA, J. R. A.; NETO, J. F.; ROLIM, H. O.; ARAÚJO, A. L. M.; LIMA, P. S. E. Subprodutos de frutas tropicais desidratados por secagem convectiva. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 13, n. 4, 2018.

MOHAN, V. R.; TRESINA, P. S.; DAFFODIL, E. D. Antinutritional Factors in Legume Seeds: Characteristics and Determination. **Encyclopedia of Food and Health**, p. 211–220, 2016

MONJE C. Y.; RAFFAILLAC J. P. Determinación de saponina total en quinoa (Chenopodium quinoa Willd) método Espectrofotométrico. **Memoria IV Congreso Nacional de la Asociación Boliviana de Protección Vegetal**. Dpto. Fitotecnia-FCAPV UTO. ABPV. Oruro, Bolivia, p. 217-218, 2006.

MONTEIRO, M. L.G.; MÁRSICO, E. T.; SOARES JUNIOR, M. S.; CALIARI, M.; CONTE-JUNIOR, C. A. Physicochemical stability of bread fortified with tilapia-waste flour. **CyTA - Journal of Food**, v. 17, n. 1, p. 36-43, 2019.

MORENO, J. de S. **Obtenção, caracterização e aplicação de farinha de resíduos de frutas em cookies**. Dissertação (Mestrado em Engenharia e Ciência de Alimentos). Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia. Itapetinga, BA, 2016.

NACZK, M.; SHAHIDI, F. Review: Extraction and analysis of phenolics in food. **Journal of Chromatography A**, v. 1054, p. 95–111, 2004.

NARAIN, N; ALMEIDA, J. N; GALVÃO, M, S, MADRUGA, M. S; BRITO, E.S. Compostos voláteis dos frutos maracujá (*Passiflora edulis* forma flavicarpa) e de cajá (*Spondias mombin* L) obtidos pela técnica de headspace dinâmico. **Ciência e Tecnologia de Alimentos, Campinas**, v. 24, n. 2, p. 212-216, 2004.

NASCIMENTO, K. S. **Compostos fenólicos, capacidade antioxidante e propriedades físico-químicas de méis de *Apis mellifera* do estado do Rio Grande do Sul**. Dissertação (Mestrado em Ciência dos Alimentos), São Paulo, SP, 2016.

NERGIZ, C.; GÖKGÖZ, E. Effects of traditional cooking methods on some antinutrients and in vitro protein digestibility of dry bean varieties (*Phaseolus vulgaris* L.) grown in Turkey. **International Journal of Food Science & Technology**, v.42, n.7, p.868–873, 2007.

NISSAR, J.; AHAD, T.; NAIK, H.R.; HUSSAIN, S.Z. A review phytic acid: As antinutrient or nutraceutical. **Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry**, v. 6, n. 6, p. 1554-1560, 2017.

- NÓBREGA, E. M.; OLIVEIRA, E. L.; GENOVESE, M. I.; CORREIA, R. T. P. The Impact of Hot Air Drying on the Physical-Chemical Characteristics, Bioactive Compounds and Antioxidant Activity of Acerola (*Malpighia emarginata*) Residue. **Journal of Food Processing and Preservation**, v. 9, n. 2, p. 131–141, 2014.
- NOGUEIRA, J.P.; SIQUEIRA, A.C.P.; SANDES, R.D.D.; GALVÃO, M.S.; LEITE NETA, M.T.S.; NARAIN, N. An insight into key volatile compounds in acerola (*Malpighia emarginata* DC.) pulp based on their odour activity values and chemometric evaluation. **Analytical Methods**, v. 10, p. 5851–5866, 2018.
- OGBADOYI, E. O.; MAKUN, H. A.; BAMIGBADE, R. O.; OYEWALE, A.O.; OLADIRAN, J. A. The effect of processing and preservation methods on the oxalate levels of some Nigerian leafy vegetables. **Biokemistri**, v.18, n.2, p.121-125, 2006.
- OKE, O. L. Chemical studies on the more commonly used leaf vegetables in Nigeria. **Journal of the West African Science Association**, v. 11, p. 42-48, 1966.
- PARK, K. J.; YADO, M. K. M.; BROD, F. P. R. Estudo de secagem de pêra bartlett (*Pyrus* sp.) em fatias. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 21, n. 3, p. 288-292, 2001.
- PARKER, J. K. Flavour Development, Analysis and Perception in Food and Beverages in: **Woodhead Publishing Series in Food Science, Technology and Nutrition**, 1 ed., p. 3-30, 2015.
- PEREIRA, C.T.M.; SILVA, C.R.P.; LIMA, A.; PEREIRA, D.M.; COSTA, C.N.; NETO, A.A.C. Obtenção, caracterização físico-química e avaliação da capacidade antioxidante in vitro da farinha do resíduo de acerola (*Malpighia glabra* L.). **Acta Tecnológica**, v. 8, p. 50-56, 2013.
- PEREIRA, D.M.; VALENTÃO, P.; PEREIRA, J.A.; ANDRADE, P.B. Phenolics: From chemistry to biology. **Molecules**, v. 14, p. 2202–2211, 2009.
- PEREIRA, G. P. **Compostos bioativos e atividade antioxidante em bananas (*Musa sp.*)**. Dissertação (Mestrado em Alimentos e Nutrição). Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho. Araraquara, SP, 2012.
- PEREIRA, R. J; CARDOSO, M. G. Metabólicos secundários vegetais e benefícios antioxidantes. **Journal of Biotechnology and Biodiversity**, v.3, n.4, p 146-152, 2012.
- PEREZ, E.F. **Desenvolvimento de um biosensor amperométrico para oxalato**. Dissertação (Mestrado em Química Analítica). UNICAMP, 2000.
- PINHO, L. X.; AFONSO, M. R. A.; CARIOCA, J. O. B.; COSTA, J. M. C. RYBKA, A. C. P. Desidratação e aproveitamento de resíduo de pedúnculo de caju como adição de fibra na elaboração de hambúrguer. **Alimentos e Nutrição**, v. 22, n. 4, p. 71-576, 2011.
- POMMER, C.V.; BARBOSA, W. The impact of breeding on fruit production in warm climates of Brazil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 31, n. 2, p. 612–634, 2009.
- PRAKASH, A.; BASKARAN, R. Acerola, an untapped functional superfruit: a review on latest frontiers. **Journal of Food Science and Technology**, v. 55, n. 9, p. 3373–338, 2018.

RE, R.; PELLEGRINI, N.; PROTEGGENTE, A.; PANNALA, A.; YANG, M.; RICEEVANS, C. Antioxidant activity applying an improved ABTS●+ radical cation decolorization assay. **Free Radical Biology and Medicine**, v. 26, p. 1231-1237, 1999.

REED J.D. Nutritional toxicology of tannins and related polyphenols in forage legumes. **Journal of Animal Science**, v. 73, n.5, p. 1516-1528, 1995.

REZENDE, Y. R. R. S.; NOGUEIRA, J. P.; NARAIN, N. Comparison and optimization of conventional and ultrasound assisted extraction for bioactive compounds and antioxidant activity from agro-industrial acerola (*Malpighia emarginata* DC) residue. **LWT - Food Science and Technology**, v. 85, p. 158–169, 2017.

REZENDE, Y. R. R. S.; NOGUEIRA, J. P.; & NARAIN, N. Microencapsulation of extracts of bioactive compounds obtained from acerola (*Malpighia emarginata* DC) pulp and residue by spray and freeze drying: Chemical, morphological and chemometric characterization. **Food chemistry**, v. 254, p. 281-291, 2018.

RIBEIRO, H. L.; OLIVEIRA, A. V.; DE, BRITO, E. S.; DE, RIBEIRO, P. R. V.; SOUZA FILHO, M.; DE SÁ M.; AZEREDO, H. M. C. Stabilizing effect of montmorillonite on acerola juice anthocyanins. **Food Chemistry**, v. 245, p. 966–973, 2018.

ROCHA, R. S. **Procedimentos e avaliação química de parâmetros de interesse nutricional de espinafre comercializado na Bahia**. Dissertação (Mestrado em Ciências Naturais-Química) – Universidade Federal da Bahia. Bahia, 2009.

ROCHA, W. S., LOPES, R. M., SILVA, D.B., VIEIRA, R. F., SILVA, J. P., AGOSTINE-COSTA, T. S.; Compostos fenólicos totais e taninos em frutas do cerrado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, vol 33, n.4, p. 1215-1221, Jaboticabal, SP, 2011.

ROMERO-AGUILERA, F.; ALONSO-ESTEBAN, J. I.; TORIJA-ISASA, M. E.; CÁMARA, M.; SÁNCHEZ-MATA, M. C. Improvement and Validation of Phytate Determination in Edible Seeds and Derived Products, as Mineral Complexing Activity. **Food Analytical Methods**, v. 10, n. 10, p. 3285–3291, 2017.

RONDAN-SANABRIA, G. G.; GARCIA, A. J. C.; MONTAÑO, H. S. P.; ARIAS, E. C. S. E NARAIN, N. Volatile compounds of acerola (*Malpighia emarginata*) obtained by HS-SPME at two ripening stages. **Revista de Ciências Agrárias**, v. 42, n. 1, p.266-274, 2019.

RONG, T. Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols, Review. **Nutrients**, v. 2, p. 1231–1246, 2010.

RORIZ, R.F.C. **Aproveitamento dos resíduos alimentícios obtidos das centrais de abastecimento do Estado de Goiás s/a para alimentação humana**. Dissertação (Mestrado Ciência e Tecnologia de Alimentos) – Universidade Federal de Goiás, Escola de Agronomia e Engenharia de Alimentos, 2012.

ROUTRAY, W.; ORSAT, V. Review: Microwave-assisted extraction of flavonoids. **Food and Bioprocess Technology**, v. 5, p. 409–424, 2011.

SANCHO, S. O.; DA SILVA, A. R. A.; DANTAS, A. N. S.; MAGALHÃES, T. A.; LOPES, G. S.; RODRIGUES, S.; COSTA, J. M. C.; FERNANDES, F. A. N.; SILVA, M. G. V. Characterization of the Industrial Residues of Seven Fruits and Prospection of Their Potential Application as Food Supplements. **Journal of Chemistry**, 2015.

- SANTOS, J. T.S.; SOARES, D. S. C.; GOMES, P. C. S.; MOREIRA, J. J. S.; SOUZA, D. F. S. e OLIVEIRA, A. M. de. Cinética da capacidade antioxidante da casca de jabuticaba em diferentes processos de secagem. **COBEQ, XXI Congresso Brasileiro de Engenharia Química**, 2016.
- SANTOS, K. O.; NETO, B. A. M.; OLIVEIRA, S.; RAMOS, M. E. C.; AZEVEDO, L. C. Obtenção de farinha com o resíduo da acerola (*Malpighia glabra L.*) **CONNEPI**, 2010.
- SANTOS, L.; MORAIS, D.; SOUZA, N.; COTTIDA, S.; BOROSKI, M.; VISENTAINER, J. Phenolic compounds and fatty acids in different parts of *Vitis labrusca* and *V. vinifera* grapes. **Food Research International**, v. 44, n. 5, p. 1414-1418, 2011.
- SANTOS, M.A.T. Efeito do cozimento sobre alguns fatores antinutricionais em folhas de brócolis, couve-flor e couve. **Ciência e Agrotecnologia**, v.30, n.2, p. 294-301, 2006.
- SANTOS, R. I. Metabolismo básico e origem dos metabólitos secundários. in: Simões, C. M. O et al. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**, Universidade / UFRJ / EDDA / UFSC Porto Alegre, 1999.
- SANTOS, S.C.; MELLO, J.C.P. - **Farmacognosia: da planta ao medicamento**, UFSC e UFRGS: p. 615-656, Florianópolis/Porto Alegre, 1999.
- SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; ATHAYDE, M.L. Saponinas. In: SIMÕES, C.M.; SCHENKEL, E.P.; GOSMANN, G.; MELLO, J.C.P.; MENTZ, L.A.; PETROVICK, P.R. **Farmacognosia: da planta ao medicamento**, 3 ed. Porto Alegre: Ed. UFRGS/Ed. UFSC, cap.27, p.597-619, 2001.
- SHAHIDI, F.; ZHONG, Y. Measurement of antioxidant activity. **Journal of functional foods**, v. 18, p. 757-781, 2015.
- SILVA, D. A. **Utilização da farinha de resíduos de acerola e umbu cajá na produção de bolo tipo cupcake**. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Sergipe. São Cristóvão, SE. 2017.
- SILVA, D. I. S.; SOUZA, G. F. M. V.; BARROZO, M. A. S. Heat and mass transfer of fruit residues in a fixed bed dryer: Modeling and product quality. **Drying Technology**, p. 1–7, 2018.
- SILVA, F. A. M.; BORGES, M. F. M.; FERREIRA, M. A. **Métodos para avaliação do grau de oxidação lipídica e da capacidade antioxidante**. Química Nova. v. 22, n. 1, São Paulom 1999.
- SILVA, M.L.C.; SANTANA, A.S.; COSTA, R.S.; KOBLITZ, M.G.B. Compostos fenólicos, carotenoides e atividade antioxidante em produtos vegetais. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 31, p. 669-682, 2010.
- SILVA, P. B.; DUARTE, C. R.; BARROZO, M. A. S. A novel system for drying of agro-industrial acerola (*Malpighia emarginata D. C.*) waste for use as bioactive compound source. **Innovative Food Science & Emerging Technologies**, v. 52, p. 350-357, 2019.
- SILVA, P. B.; DUARTE, C. R.; BARROZO, M. A. S. Dehydration of acerola (*Malpighia emarginata D.C.*) residue in a new designed rotary dryer: Effect of process variables on main bioactive compounds. **Food and Bioproducts Processing**, v. 98, p. 62–70, 2016.

- SILVA, P.C.F. **Propriedades antioxidantes in vitro de uva branca e de uva tinta e de seus respectivos vinhos elaborados**. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia de Alimentos). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2003.
- SINGLETON, V. L.; ROSSI, J. A. Colorimetric of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 16, n. 3, p. 144-146, 1965.
- SOTO-VACA, A.; LOSSO, J.N.; XU, Z.; FINLEY, J.W. Review: Evolution of phenolic compounds from color and flavor problems to health benefits. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 60, p. 6658-6677, 2012.
- SREERAMA, Y. N., NEELAM, D. A., SASHIKAL, V. B., PRATAPE, V. M. Distribution of nutrients and antinutrients in milled fractions of chickpea and horse gram: seed coat phenolics and their distinct modes of enzyme inhibition. **Journal of Agricultural Food Chemistry**, v.58, n.7, p.4322-4330, 2010.
- STALIKAS, C.D. Review: Extraction, Separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. **Journal of Separation Science**, v. 30, p. 3268–3295, 2007.
- STORCK, C. R.; BASSO, C.; FAVARIN, F. R.; RODRIGUES, A. C. Qualidade microbiológica e composição de farinhas de resíduos da produção de suco de frutas em diferentes granulometrias. **Brazilian Journal of Food Technology**, Campinas, v. 18, n. 4, p. 277-284, 2015.
- TEIXEIRA, L. N.; STRINGHETA, P. C.; OLIVEIRA, F. A. Comparação de métodos para quantificação de antocianinas. **Revistas Ceres**, v. 55, n. 4, p. 297- 304, 2008.
- THOMAZINI, M.; FRANCO, M.R.B. Metodologia para Análise dos Constituintes Voláteis do Sabor. **Bol. SBCTA**, v. 34, n. 1, p. 52-59, 2000.
- TOMEI, R.R.; SALVADOR, M.J. Metodologias analíticas atuais para avaliação da atividade antioxidante de produtos naturais. In: **XI Encontro Latino Americano de Iniciação Científica e VII Encontro Latino Americano de Pós-Graduação**, 2007.
- TORRES, D. P. M. Produção de refeições e alterações nutricionais nos alimentos. **Alimentação Humana**, v. 15, n. 3, p. 66-70, 2009.
- UDOMKUN, P.; TIRAWATTANAWANICH, C.; ILUKOR, J.; SRIDONPAI, P.; NJUKWE, E.; NIMBONA, P.; VANLAUWE, B. Promoting the use of locally produced crops in making cereal-legume-based composite flours: An assessment of nutrient, antinutrient, mineral molar ratios, and aflatoxin content. **Food Chemistry**, 2019.
- VANHOLME, R.; DEMEDTS, B.; MORREEL, K.; RALPH, J.; BOERJARR, W. Lignin biosynthesis and structure. **Plant Physiology**, v. 153, p. 895–905, 2010.
- VOLLHARDT, P. SCHORE, N. **Química Orgânica: Estrutura e função**. 4ª ed. Porto Alegre: Bookman, 2004.
- WANG, N., HATCHER, D.W., TYLER, R.T., TOEWS, R., GAWALKO, E.J. Effect of cooking on the composition of beans (*Phaseolus vulgaris* L.) and chickpeas (*Cicer arietinum* L.). **Food Research International**, v.43, p.589–594, 2010.

WOJCIECHOWSKI, K.; PIOTROWSKI, M.; POPIELARZ, W.; SOSNOWSKI, T. R. Short- and mid-term adsorption behaviour of Quillaja Bark Saponin and its mixtures with lysozyme. **Food Hydrocolloids**, v.25, n.4, p. 687-693, 2011.

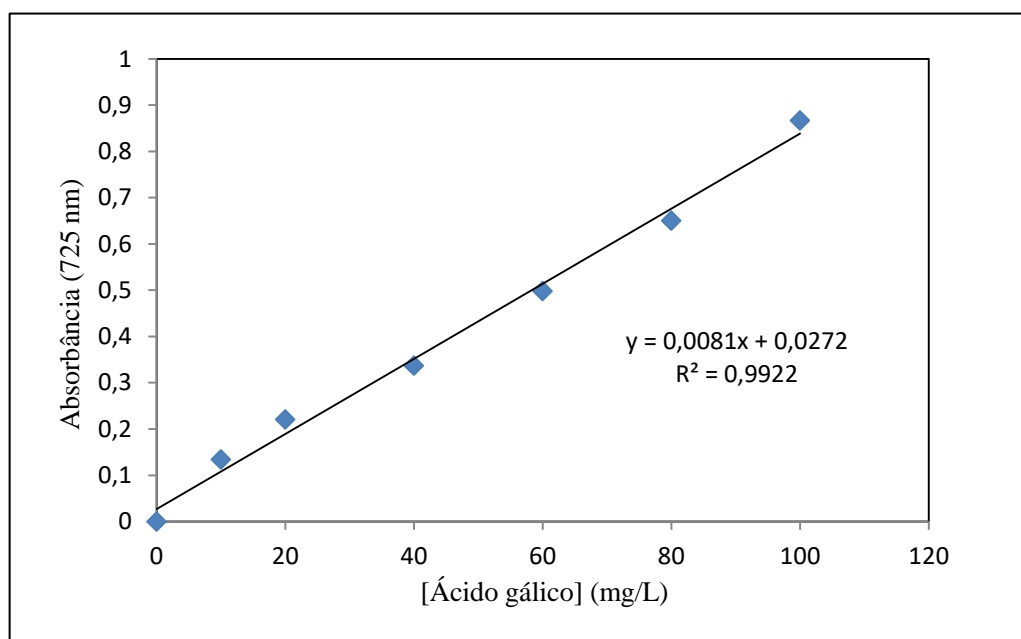
ZANATTA, C. L.; SCHLABITZ, C.; ETHUR, E. M. Avaliação físico-química e microbiológica de farinhas obtidas a partir de vegetais não conformes à comercialização. **Alimentos e Nutrição**, v. 21, n. 3, p. 459-468, jul./set., 2010.

ZHENG, W.; WANG, S. Y. Antioxidant activity and phenolic compounds in selected herbs. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 49, n. 11, p. 5165–5170, 2001.

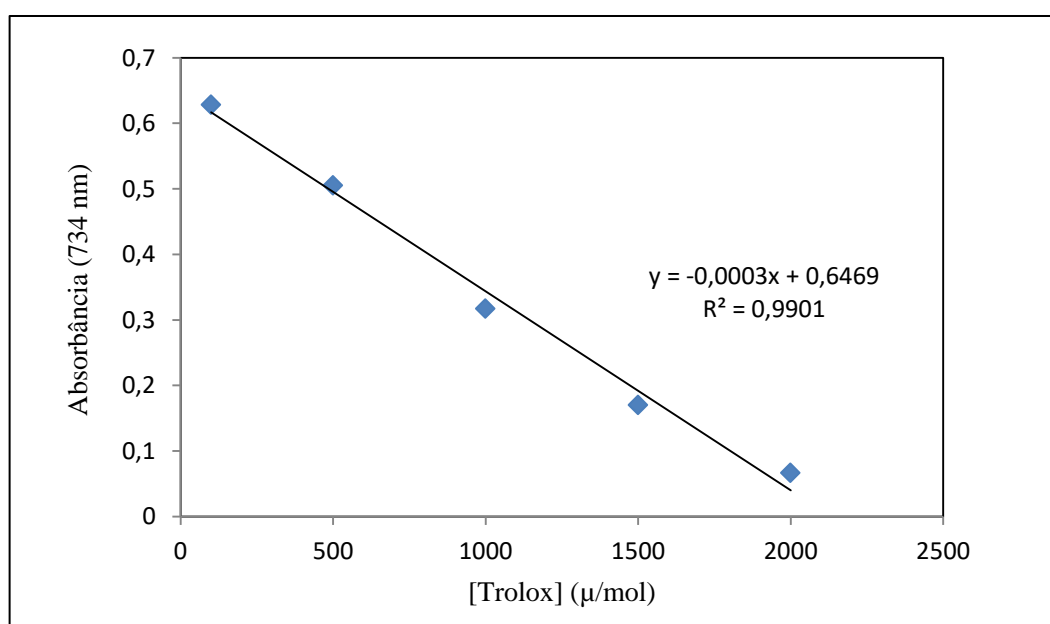
ZHOU, J. R.; FORDYCE, E. J., RA; OY, V.; DICKINSON, D. B.; WONG, M. S.; BURNS, R. A.; ERDMAN, J. W. J. Reduction of phytic acid in soybean products improves zinc bioavailability in rats. **Journal of Nutrition**, v.122, n.12, p.2466-2473, 1992.

ZOU, Z; XI, W.; HU, Y.; NIE, C.; ZHOU, Z. Antioxidant activity of Citrus fruits. **Food Chemistry**, v. 196, p. 885–896, 2016.

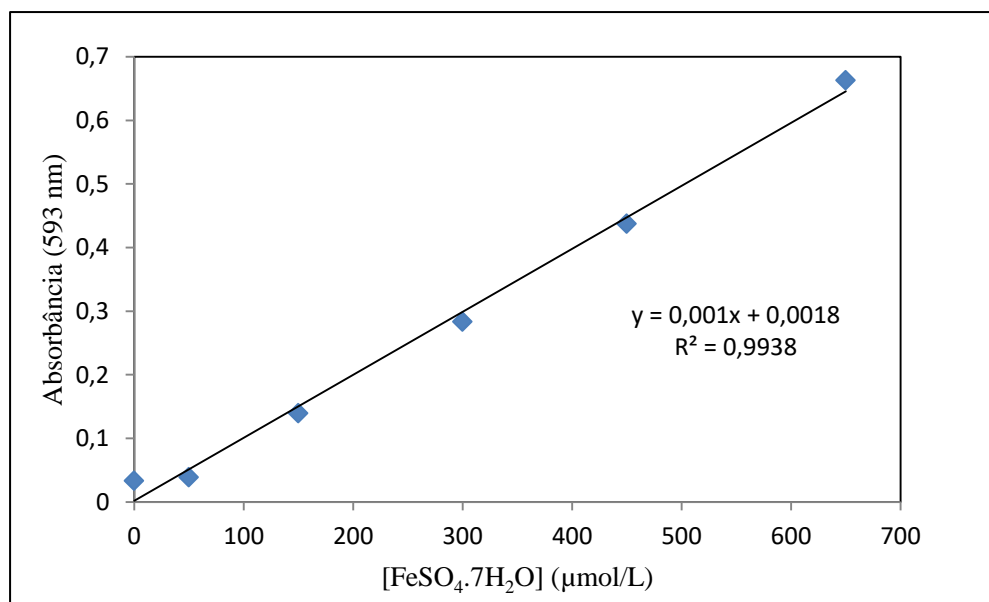
**APÊNDICE A- CURVA DE CALIBRAÇÃO PARA DETERMINAÇÃO DE
COMPOSTOS FENÓLICOS COM PADRÃO ÁCIDO GÁLICO**



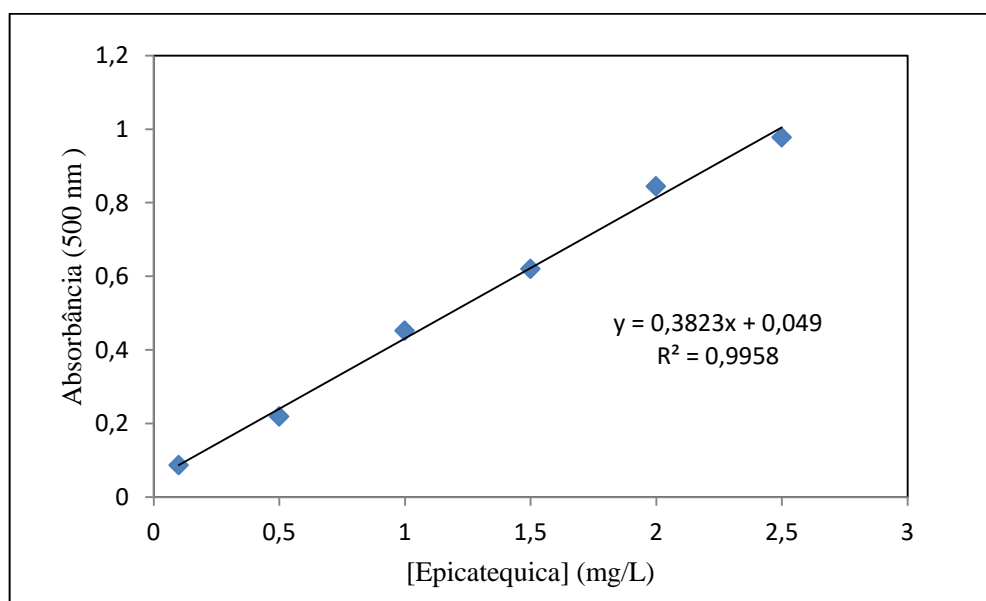
**APÊNDICE B- CURVA DE CALIBRAÇÃO DO MÉTODO DO ABTS COM PADRÃO
TROLOX**



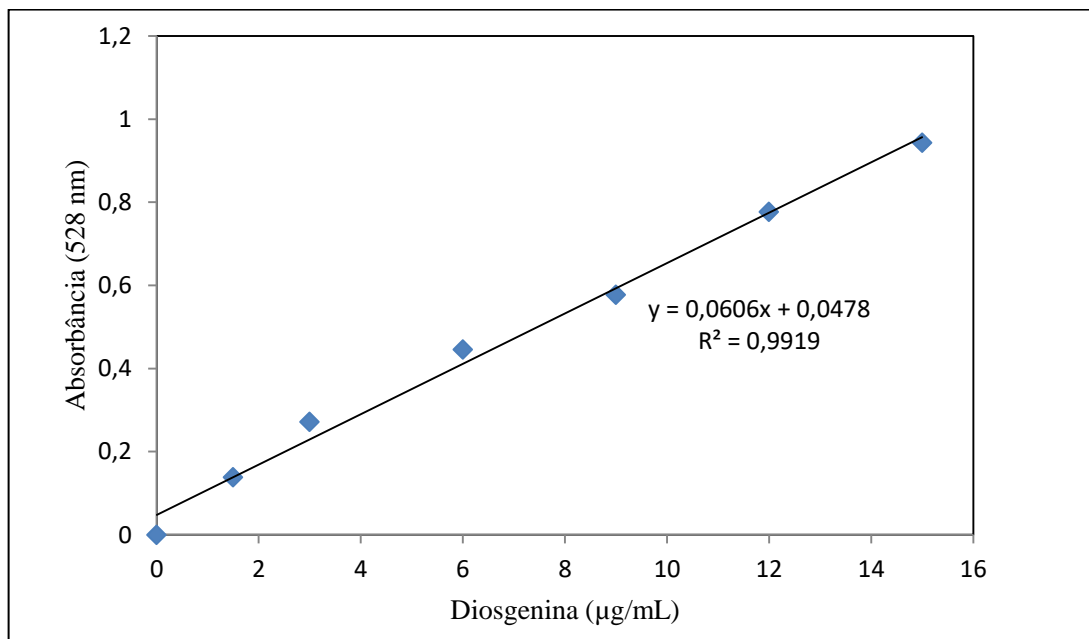
APÊNDICE C - CURVA DE CALIBRAÇÃO PELO MÉTODO FRAP COM PADRÃO $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$



APÊNDICE D- CURVA DE CALIBRAÇÃO DO MÉTODO DA VANILINA COM PADRÃO EPICATEQUICA



**APÊDICE E- CURVA DE CALIBRAÇÃO PELO MÉTODO DO REAGENTE
LIEBERMAN-BURCHARD COM PADRÃO DIOSGENINA**



**APÊDICE F- CURVA DE CALIBRAÇÃO PELO MÉTODO DA
COMPLEXOMETRIA INDIRETA DE FERRO (III) COM ÁCIDO
SULFOSALICÍLICO COM PADRÃO ÁCIDO FÍTICO**

